

FACULTE DES SCIENCES

THESES

présentées à la Faculté des Sciences de Montpellier
pour obtenir le grade de Docteur - Ingénieur

(BIOLOGIE ANIMALE - MENTION ENTOMOLOGIE)

1ère THESE

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA MORPHOLOGIE
ET DE LA BIOLOGIE DES INSECTES NUISIBLES AUX SAINFOINS

par

Bijan KHIAL

Ingénieur - Agronome

2ème THESE

Proposition donnée par la Faculté

Soutenue le Novembre 1966 devant la Commission d'Examen.

Jury : Melle O. TUZET, Professeur Président
MM. R. LEGENDRE, Professeur
R. DELMAS, Professeur } Assesseurs
Dr A. BOURNIER, Maître de
Recherches à l' I. N. R. A.



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41551915_0005

FACULTE DES SCIENCES

THESES

présentées à la Faculté des Sciences de Montpellier
pour obtenir le grade de Docteur - Ingénieur

(BIOLOGIE ANIMALE - MENTION ENTOMOLOGIE)

1ère THESE

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA MORPHOLOGIE
ET DE LA BIOLOGIE DES INSECTES NUISIBLES AUX SAINFOINS

par

Bijan KHIAL

Ingénieur - Agronome

2ème THESE

Proposition donnée par la Faculté

Soutenue le Novembre 1966 devant la Commission d'Examen.

Jury : Melle O. TUZET, Professeur Président
MM. R. LEGENDRE, Professeur }
R. DELMAS, Professeur } Assesseurs
Dr A. BOURNIER, Maître de }
Recherches à l'I.N.R.A.

UNIVERSITE de MONTPELLIER

FACULTE des SCIENCES

DOYEN : B. CHARLES

ASSESSEURS : R. JOUTY - J. FALGUEIRETTES

DOYEN HONORAIRE : P. MATHIAS

PROFESSEURS HONORAIRES : R. JACQUES E. TURRIERE J. GRANIER
M. CASTERAS J. SOULA
E. CARRIERE G. DENIZOT

PROFESSEURS TITULAIRES :

M.	MOUSSERON	Chimie Organique
M?	L. EMBERGER	Botanique
M.	Ch. BOUHET	Physique
M.	P. MATHIAS	Zoologie et Biologie Générale
M.	J.P. ROIG	Physique
M.	P. CHATELAIN	Minéralogie, Cristallographie
Melle	O. TUZET	Zoologie
Melle	G. CAUQUIL	Chimie
M.	G. COUCHET	Mécanique Supérieure
M.	J. SALVINIEN	Chimie-Physique
Melle	A.M. VERGNOUX	Physique
M.	J. AVIAS	Géologie
M.	P. VIELES	Chimie
M.	J. RABINOVITCH	Physique (C.S.U. P.)
M.	E. KAHANE	Chimie Biologique
M.	J.J. MOREAU	Mécanique Rationnelle
M.	B. CHARLES	Mathématiques Pures
M.	J. MOTTE	Biologie Végétale
M.	R. JOUTY	Physique
M.	P. DUMONTET	Physique
M.	R. LEGENDRE	Zoologie
M.	I. ASSENMACHER	Physiologie Animale
M.	A. CASADEVALL	Chimie Organique
M.	B. PISTOULET	Physique
M.	Ch. ROUMIEU	Analyse Supérieure
M.	A. POTIER	Chimie Minérale
M.	R. LAFONT	Physique
M.	R. JACQUIER	Chimie
M.	J. FALGUEIRETTES	Minéralogie

Mme	J. CHARLES	Mathématiques
M.	P. CAILLON	Physique
M.	J. ROUZAUD	Chimie
M.	Ch. SAUVAGE	Botanique
M.	H. CHRISTOL	Chimie (E.N.S.I.)
M.	A. MARTINEAU	Mathématiques

PROFESSEURS SANS CHAIRE :

Mme	M.L. de POUQUES	Botanique (C.S.U. P.)
M.	P. MURAOUR	Géophysique Appliquée
Mme	M. LAFON	Mathématiques
M.	M. MATTAUER	Géologie
M.	G. TOURNE	Chimie
M.	L. EUZET	Zoologie (C.S.U. P.)
M.	J. REMY	Géologie
Mme	G. VERNET	Biologie Animale
M.	H. ANDRILLAT	Astronomie
M.	P. DEMANGEON	Géologie
M.	A. BONNET	Botanique
M.	A. SAVELLI	Physique
M.	G. DELOUPY	Physique
M.	L. GRAMBAST	Botanique
M.	J.P. LAFON	Mathématiques
Mme	Ch. DUBOUL-RAZAVET	Géologie (C.S.U. P.)
M.	E. GROUBERT	Physique
Mme	H. GUASTALLA	Biologie Physico-Chimique

MAITRES DE CONFERENCES :

M.	A. STEINER	Psychophysiologie
M.	G. LAMATY	Chimie
M.	R. GAUFRES	Chimie
M.	F. PROUST	Géologie
M.	A. BASSOMPIERRE	Physique
M.	R. MARTY	Physiologie Animale
M.	M. MAURIN	Chimie
M.	J.J. SOULIER	Chimie (C.S.U. P.)
M.	J. PARIS	Biologie Animale (C.S.U. P.)
Melle	A. BAILLETTE	Mathématiques (C.S.U. P.)
M.	N. ROBY	Mathématiques (C.S.U. P.)
M.	P. MOLINO	Mathématiques
Melle	N. PIREYRE	Physiologie Végétale
M.	L. CECCHI	Physique
M.	F. DURAND	Chimie (C.S.U. P.)
M.	G. BOUGNOT	Physique
M.	Y. GUITTON	Physiologie Végétale (C.S.U.P.)
M.	F. BOMBRE	Physique (C.S.U. P.)

CHARGES D'ENSEIGNEMENT :

M. M. LEFRANC Mathématiques
M. A. STURER Mathématiques

SECRETAIRE PRINCIPAL :

M. E. SIAU.

TABLE DES MATIERES

Pages

Avant-Propos	
Introduction	1-2
Secteur étudié	3

PREMIERE PARTIE : GENERALITES SUR LE SAINFOIN

Introduction	6
Historique de la culture du Sainfoin	6-7
Distribution géographique	7
Caractères botaniques du Sainfoin	8
Ecologie du Sainfoin	10
Le Sainfoin au point de vue génétique	10
Insectes pollinisateurs	11

DEUXIEME PARTIE : METHODES D'ELEVAGE ET TECHNIQUES UTILISEES

1 ^o - Insectes phyllophages	14
2 ^o - Insectes xylophages	16
Elevages sur milieu artificiel	17
Préparation du milieu artificiel	19

TROISIEME PARTIE : CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA MORPHOLOGIE ET DE LA BIOLOGIE DES INSECTES NUISIBLES AU SAINFOIN

CHAPITRE I

ORDRE DES COLEOPTERES

Famille des <u>Buprestidae</u>	22
Famille des <u>Scolytidae</u>	23
Famille des <u>Bruchidae</u>	25
Tribu des <u>Sitonini</u>	26
Tribu des <u>Hyperini</u>	27
Sous-famille des <u>Apioninae</u>	31

CHAPITRE II

ORDRE DES LEPIDOPTERES

La Sésie du Sainfoin : *Dipsosphecia icheumoniformis* F. (Fam. Aegeriidae).

Introduction 37

I - MORPHOLOGIE :

1° - Adulte :

Description de la femelle	38
Description du mâle	39
La tête et les pièces buccales	41
Thorax - pattes	42
Ailes, nervation alaire - couplage des ailes	44
Armature génitale du mâle	49
Armature génitale de la femelle	50

2° - Stades préimaginaux :

L'oeuf	50
Larve et ses différents stades	51
Larve mature	57-64
La chrysalide	67-68
Tableau : Evolution des chrysalides (1965)	69

II - ANATOMIE DE L'ADULTE :

Tube digestif	71
Appareil génital de la femelle	71
Appareil génital du mâle	73
Le système nerveux	73

III - BIOLOGIE :

A - La ponte	75-76
B - La fécondité	77
C - Incubation	78
D - L'éclosion	78
E - Comment la chenille néonate pénètre dans la plante	81
F - La vie larvaire	82
G - Diapause	84
H - Eclosion de l'adulte	85
K - Cycle évolutif	87
L - Parasitisme	89-93

TABLE DES ILLUSTRATIONS

	<u>entre les pages</u>
Fig. A, fig. 1 - 5	30 - 31
Fig. 6 - 10	36 - 37
Fig. 11 - 12	40 - 41
Fig. 13 - 15	46 - 47
Fig. 16 - 18	48 - 49
Fig. 19 - 22	54 - 55
Fig. 23 - 27	56 - 57
Fig. 28 - 32	60 - 61
Fig. 33 - 41	66 - 67
Fig. 42 - 46	70 - 71
Fig. 47 - 50	74 - 75
Courbe de l'influence de la température sur la durée d'incubation de l'oeuf de <u>D. ichneumoniformis</u> F.	80 - 81
Graphiques 1 - 4 (température sous sol dans le champ).	86 - 87
Fig. 51	88 - 89
Fig. 52 - 58	94 - 95
Fig. 59 - 60	100 - 101
Fig. 61 - 65	112 - 113
Fig. 66 - 69	114 - 115
Fig. 70 - 73	122 - 123
Fig. 74 - 76	130 - 131
Fig. 77 - 80	146 - 147
Fig. 81 - 84	156 - 157

*

* *

A V A N T - P R O P O S

Au moment d'exposer les résultats de mon travail, je ne saurais manquer d'exprimer ma reconnaissance à tous ceux qui m'ont permis de le mener à son terme.

Je voudrais exprimer mes sentiments de fidèle et respectueuse gratitude à Mademoiselle le Professeur O. TUZET, Professeur à la Faculté des Sciences de Montpellier, qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de cette thèse. Elle m'a aidé et guidé dans mes études. Je désire lui dire ici ma profonde reconnaissance et mon entier dévouement.

Je sais profondément gré à Monsieur le Professeur LEGENDRE d'avoir bien voulu accepter de faire partie du jury et lui exprime ma déférente reconnaissance.

Je remercie Monsieur le Professeur DELMAS, Directeur du Laboratoire de Zoologie Agricole de l'E.N.S.A.M. qui a bien voulu me recevoir dans son laboratoire et à qui je dois, le matériel dont j'avais besoin pendant deux années de recherches.

J'exprime toute ma sincère gratitude à Monsieur le Docteur BOURNIER, Maître de recherches à l'I.N.R.A. qui m'a donné, au cours de mes recherches, de très précieux renseignements, ainsi que pour l'aide et les conseils qu'il m'a apportés.

Je remercie aussi les gouvernements français et iranien pour l'objet principal de l'échange culturel qui est organisé entre eux.

Je tiens à remercier Monsieur HUGUES, Maître de Recherches à la Station d'Amélioration des Plantes (E.N.S.A.M.).

Je tiens à remercier Monsieur K. de PUYSEGUR qui m'a

fait bénéficier de ses connaissances sur les Macrolépidoptères et qui a bien voulu corriger les projets de dessins et me donner de très bons conseils.

Je remercie également Monsieur CARAMOLI, Assistant, et Monsieur RENOUST, Technicien du laboratoire de zoologie de l'E.N.S.A.M. pour l'aide qu'ils m'ont apportée dans la poursuite de mes recherches, Madame ROMÉY, Bibliothécaire au laboratoire de zoologie de l'E.N.S.A. de Montpellier et Mademoiselle BOISSEAU, Secrétaire du laboratoire de zoologie à la Faculté des Sciences

*

*

*

I N T R O D U C T I O N

Le travail que nous allons présenter a pour but de contribuer à l'étude des insectes nuisibles aux Sainfoins, à une synthèse des connaissances déjà acquises nous ajoutons toutes les observations que nous avons pu effectuer tant au laboratoire que dans la nature.

Parmi les très nombreux travaux publiés sur les ennemis des légumineuses fourragères, très peu seulement concernent les Sainfoins. Au point de vue de la gravité de l'infestation, aucun insecte n'a été aussi nuisible que la Sésie du Sainfoin. De ce fait nous avons prêté une attention toute particulière à la morphologie et à la biologie de cette espèce car elle n'a pratiquement jamais été étudiée.

En ce qui concerne d'autres espèces, nous nous sommes surtout occupés de celles qui occasionnent habituellement des ravages sérieux tout au moins dans le Midi de la France. Nous avons volontairement omis de citer les espèces polyphages qui s'attaquent aussi au Sainfoin. Nous ne parlerons que de celles qui sont inféodées à cette culture et à des plantes de familles voisines. Cette étude comporte trois parties : la première est consacrée à l'étude des généralités dont la connaissance est indispensable en ce qui concerne les Sainfoins, Dans la deuxième, nous donnons un aperçu sommaire des méthodes d'élevage et des techniques utilisées. Dans la troisième, nous présentons les insectes nuisibles à la culture de cette plante fourragère et citons les résultats obtenus au cours de nos recherches.

Ce travail est effectué dans le Midi de la France, cependant l'aspect méthodologique que nous avons essayé de mettre en évidence consti-

tue, je l'espère, une base qui pourra être appliquée dans le cas des insectes nuisibles aux plantes cultivées en Iran.

A mon avis, l'étude biologique des insectes nuisibles aux cultures dans les différents départements, selon les conditions climatiques variées de l'Iran, est un des problèmes essentiels dont l'intérêt n'échappe pas aux services de Défense des Végétaux qui peuvent ainsi mettre au point des moyens de lutte pour combattre les ennemis des cultures.

*

*

*

- SECTEUR ETUDIE --

Le secteur d'étude est composé de 2 départements :

- 1^o/ Le département de l'Hérault (surtout à Montpellier) dans les champs de Sainfoin appartenant à E.N.S.A. et plusieurs parcelles que nous avons à notre disposition afin d'étudier et connaître la biologie et les parasites naturels de la Sésie du Sainfoin.

- 2^o/ Le département de l'Aveyron, notamment le vaste plateau du Larzac dont la superficie est d'environ 120 km² et l'altitude comprise entre 600 et 921 mètres, a été parmi nos terrains d'observations. La partie Nord-Ouest de ce plateau présente au point de vue agricole un intérêt certain.

Les champs de Sainfoin sont abondants près du Caylar (Hérault), ainsi qu'autour des communes de la Cavalerie, de l'Hospitalets, de Ste Eulalie et de Cornus, qui groupent une majorité d'exploitations agricoles vivant surtout d'élevage. Ensuite, il convient de citer St Georges de Luzençon qui a été pour nous une intéressante zone de recherches sur les insectes qui vivent aux dépens d'*Onobrychis sativa* Lmk.

Première Partie :

GENERALITES SUR LE SAINFOIN

INTRODUCTION

Autrefois, le Sainfoin était considéré comme l'une des meilleures plantes fourragères en raison de la qualité de son fourrage, de sa persistance et de sa frugalité ; sans être élevée, sa production était considérée satisfaisante. Il semble que, dans certains sols superficiels, maigres et calcaires, des contreforts du Jura et certaines vallées sèches des Alpes, on ne lui ait pas trouvé de remplaçant valable.

Le nom du Sainfoin, Onobrychis, qui est en réalité un nom grec, signifie selon les étymologistes "plante qui fait braire de plaisir l'âne qui la consomme" ou "herbe réclamée par les ânes". En France, on le désigne aussi, suivant les régions : Esparcette, Bourgeon, Crête de coq.

Malgré son importance économique, il faut bien avouer que, en comparant avec la luzerne et avec les trèfles, peu de travaux d'améliorations figurent à son actif.

HISTORIQUE DE LA CULTURE DU SAINFOIN

La culture de cette espèce fourragère n'est pas aussi ancienne qu'on le croit ordinairement. Elle n'était pas connue des anciens Grecs, et leurs descendants ne l'ont jusqu'à présent pas introduite chez eux.

Il est très probable que la culture du Sainfoin a commencé, au XV^e siècle, dans le Midi de la France, et au siècle suivant la plante était déjà tenue en grande estime dans ce pays.

En Angleterre, il était cultivé déjà au XVII^e siècle, après a-

voir été introduit des Flandres et de France : PARKINSON, en 1640, remarquait que "il était connu généralement comme une herbe précieuse, faisant donner aux vaches beaucoup de lait".

La culture ne s'en répandit en Italie, notamment dans la Toscane, que dans le siècle passé et la semence venait probablement du Dauphiné.

En 1760, un homme du métier notait ce qui suit dans les mémoires de la société économique de Berne : "De toutes les herbes fourragères cultivées au moyen de semis réguliers, la plus commune est aujourd'hui la crête de coq, appelée en latin Onobrychis foliisviciae" et, comme preuve de sa haute utilité, il cite, entre autres, cet exemple : "Depuis que les gens de la commune de Cappelen, près d'Arberg, ont su, par la culture de l'esparcette, remédier à la disette de fourrage dont ils souffraient auparavant, tout ce qui constitue ce village, hommes et bêtes, maisons et champs, a pris un aspect tout différent".

En Allemagne, elle prit, à partir de 1716 une place importante parmi les plantes fourragères et les gouvernements eurent soin plus d'une fois d'en recommander la culture aux paysans.

DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE

Le Sainfoin ne paraît pas occuper une place importante dans l'agriculture mondiale. Aux Etats-Unis, on ne cultive pratiquement pas de Sainfoin (quelques échantillons dans des jardins botaniques, de pauvre valeur fourragère).

En France, les régions qui cultivent cette plante sont les régions calcaires du Jurassique et du Crétacé : On distingue 5 zones essentielles :

- 1/ Beauce et sud de la Seine jusqu'à Honfleur (Pays d'Ouche).
- 2/ Champagne pouilleuse (Barrois - Côte d'Or - Jura).
- 3/ Champagne Berrichonne.
- 4/ Poitou - Charentes (Aunis - Saintonge - Angoumois - Champagne charentaise).
- 5/ Dans le Midi : Divois, les Baronnis, le Larzac, le Rouergue et les Comminges.

CARACTERES BOTANIQUES DU SAINFOIN

Le Sainfoin appartient au genre Onobrychis, l'espèce la plus cultivée est : O. sativa ou viciaefolia.

Le Sainfoin ou Esparcette est une plante vivace, à racine pivotante très profonde (qui peut dépasser 2 mètres) et qui possède un réseau abondant de racines superficielles. Les tiges sont fines ou grosses à forte moëlle, beaucoup moins ligneuses que celles de la luzerne. Les feuilles sont composées, à folioles de formes variées allant de l'arrondie à l'ovale très allongé et plus ou moins pointu. Nous allons citer quelques espèces qui sont importantes et constituent de bons fourrages :

Onobrychis saxatilis Lam.

Distribution : Région méditerranéenne : Alpes du Dauphiné, Alpes maritimes.
Europe : Espagne, France, Italie.

Onobrychis aequidentata d'Uro

Syn : Onobrychis cretica Desv.

Distribution : En France : extrêmement rare, dans le Valon et près de Marseille.

Europe : Italie - Dalmatie.

Onobrychis caput-galli Lam.

Syn : 1 - Hedysarum caput-galli L.
2 - Hedysarum spinosissimum L.

qui ne s'élève pas sur les montagnes en France ça et là sur le littoral de la Méditerranée.

Les espèces cultivées sont les suivantes :

- 1/ Onobrychis sativa Lmk
- 2/ Onobrychis viciaefolia Scop
- 3/ Onobrychis vulgaris Guldenst
- 4/ Onobrychis spicata Moench

Citons aussi quelques variétés importantes de l'espèce Sativa Lmk.

1 - Variété : Montana G.G.

Syn : Onobrychis montana D.C.

2 - Variété Gaudiniana G.B.

3 - Variété : Supina D.C.S.

Distribution : Sud-Est et Midi de la France.

Hedysarum coronarium L. (Sainfoin d'Espagne)

Cette belle espèce, assez rarement cultivée comme fourrage dans les régions méditerranéennes, est plus souvent comme plante ornementale dans les jardins. On la rencontre quelquefois à l'état spontané.

ECOLOGIE DU SAINFOIN

Le Sainfoin va des régions méditerranéennes jusqu'au cercle polaire (67° de latitude nord : Laponie). En altitude, on le trouve jusqu'à 1.700 m. dans les Alpes ; il est donc résistant au froid. En fait, il pousse continuellement durant l'hiver dès que la température de l'air dépasse 9°C. Le Sainfoin peut mieux supporter la sécheresse ou le gel que la luzerne.

Les sols calcaires, bien drainés, sont les lieux de prédilection du Sainfoin. Au point de vue fertilité, il est moins exigeant que la luzerne ou le trèfle violet. Il craint l'acidité (tourbières) et surtout les terrains argileux, compacts, retenant l'humidité en hiver, ce qui asphyxie les racines.

LE SAINFOIN AU POINT DE VUE GENETIQUE

Comme la majorité des plantes fourragères, le Sainfoin est allogame.

Chaque semence est hybride entre le pied qui la porte et un père inconnu, qui a poussé dans le voisinage.

Chez le Sainfoin, les deux sexes cohabitent dans la même fleur et l'autostérilité empêche toute création commode de lignées, comme on les réalise chez la luzerne. Le Sainfoin cultivé est tétraphoïde ($2n = 28$).

INSECTES POLLINISATEURS

Les gouttelettes de nectar reposent librement au fond des creux formés par les pétales aplatis où viennent se placer, outre les abeilles, des visiteurs comme des mouches, des coléoptères, toutes sortes d'autres insectes.

Les fleurs du Sainfoin (comme les autres papillonacées) sécrètent leur nectar au fond de longs tubes, où il n'est accessible qu'aux insectes adaptés à ce mode de nutrition : abeilles, bourdons et papillons.

Sur le plateau de Larzac, les Sainfoins spontanés jouent un grand rôle dans l'apiculture ; les abeilles sont attirées par leurs fleurs.

Citons quelques bourdons pollinisateurs des fleurs ⁽¹⁾ :

- 1/ Bombus terrester L.
- 2/ Bombus ruderatus F.
- 3/ Bombus muscorum F.
- 4/ Bombus lapidarius L.
- 5/ Bombus agrorum F.

Comme lépidoptères, citons aussi Chiasma clathrata L. très commun dans les champs de Sainfoin et appartenant à la famille Lycaenidae : Polyomatus icarius ROTT.

On trouve plus rarement quelques représentants du genre Crambus.

(1) Nous remercions Monsieur le Professeur DELMAS pour la détermination de ces Hyménoptères.

Deuxième Partie :

METHODES D'ELEVAGE ET TECHNIQUES UTILISEES

METHODES D'ELEVAGE ET TECHNIQUES UTILISEES

1° - INSECTES PHYLLOPHAGES

Pour les insectes du feuillage du Sainfoin, nous avons effectué de nombreuses observations dans la nature. Les élevages de chenilles ont été réalisés dans les cages à chenilles. Chaque cage est constituée par un cadre, les deux faces ouvertes étant obturées, l'une par un grillage très fin, l'autre par une vitre coulissante.

Nous avons utilisé au laboratoire des tubes d'élevage cylindriques en verre : une extrémité est obturée par un bouchon de caoutchouc portant une ouverture fermée par une mousseline pour permettre l'aération. A l'autre extrémité, un autre bouchon de caoutchouc sur lequel nous avons adapté un petit tube à essai contenant de l'eau pour conserver en état de fraîcheur les feuilles et les bourgeons de Sainfoin.

Pour l'élevage en masse des chenilles, nous utilisons des cylindres de 15 cm de diamètre et 8 cm de hauteur.

Après l'éclosion de l'oeuf, l'élevage des chenilles néonates est assez difficile, de ce fait, nous avons choisi des petits tubes cylindriques (0,5 cm de diamètre et 2 cm de hauteur), à l'intérieur de chaque tube on pouvait mettre une foliole assez grosse, les deux extrémités de ce tube étant bouchées par un peu de coton, nous mouillions le coton (d'un seul côté) pour maintenir fraîches les folioles et pour donner l'humidité nécessaire à l'élevage.

Pour les études concernant le nombre de stades larvaires, mues

larvaires et durée de chaque stade, nous avons utilisé les mêmes tubes.

Pour nos observations concernant la ponte, nous nous sommes servis de cages cylindriques en fer grillagé (20 cm de diamètre et 50 cm de hauteur). A l'une des 2 extrémités de chaque cage, nous avons placé un cercle de nylon, au dessus duquel un autre cercle de papier buvard très épais ; chaque matin, nous changions le papier buvard et nous comptons le nombre d'oeufs pondus au cours d'une période de 24 heures. Un peu de coton imbibé dans l'eau distillée, miellée ou sucrée, était toujours à la disposition des femelles.

Pour les expériences concernant l'influence de la température sur la durée d'incubation (au laboratoire et dans la nature), nous avons choisi des boîtes de PETRI. Au fond de chacune d'elles, on avait placé un disque de coton sur lequel un autre de papier buvard. On mouille les ronds de coton pour donner l'humidité nécessaire.

Nous avons fait de nombreux élevages en salle climatisée (25°C, 80 % H.R.) ; pour les autres températures, nous avons utilisé un polythermostat à copeaux de cuivre.

DISSECTIONS :

Nous avons effectué plusieurs dissections de la Sésie du Sain-foin afin de pouvoir décrire et dessiner le tube digestif de la chenille et celui de l'adulte, ainsi que le système nerveux, l'appareil génital mâle et femelle.

Nous avons pu, par ce procédé, évaluer la fécondité des femelles de cet insecte. Nous avons effectué ces dissections dans une boîte de PETRI avec fond de paraffine. Il suffit de ramollir la paraffine avec une aiguille chauffée, pour pouvoir coller le sujet à disséquer.

Dans le cas de dissection de l'imago, pour faciliter notre

travail, nous avons coupé les ailes et avons enlevé les écailles à l'aide d'une minutie.

PREPARATION :

Nous avons fait plusieurs préparations afin de dessiner et donner la chaetotaxie de la capsule céphalique et du corps des chenilles.

Nous avons éclairci les pièces à l'aide de l'acide lactique pur et de chloral-phénol (20 minutes dans l'acide lactique chaud et 20 minutes dans le chloral-phénol), ensuite montage à la gomme de FAURE.

2° - INSECTES XYLOPHAGES

C'est surtout l'étude de la biologie de la Sésie du Sainfoin : Dipsosphesia ichneumoniformis F. qui a constitué pour nous un sujet intéressant de recherches.

Nous avons arraché des jeunes racines contenant des Cécidies (en octobre 1964) ; à l'intérieur de chacune de celles-ci se trouvaient une ou plusieurs chenilles âgées.

Les élevages ont pu avoir lieu d'une façon satisfaisante en renouvelant les racines tous les 15 jours.

Pour nos expériences et observations sur la modalité de la ponte et l'accouplement de cette espèce, nous avons besoin de plusieurs imagos. Nous nous bornerons à indiquer que le meilleur moyen de se les procurer est d'en rechercher des chrysalides et de les faire éclore.

A la fin de Mai ou première quinzaine de Juin (selon les conditions climatiques) le cocon renfermant la chrysalide se trouve dans la racine

à l'intérieur des galeries à une profondeur variant de 5 à 10 cm sous le sol. Ce cocon se trouve placé dans un milieu constamment humide ; quand on l'aura extrait et placé dans une boîte à chrysalides, il faudra prendre soin de l'humecter de temps à autre et de ne pas le laisser trop longtemps en milieu sec.

Pour déterminer le nombre de stades larvaires chez les chenilles xylophages de la Sésie, nous les avons élevées sur milieu nutritif artificiel.

ELEVAGES SUR MILIEU ARTIFICIEL :

Introduction :

L'élevage d'insectes sur des milieux artificiels ou synthétiques a attiré l'attention de nombreux chercheurs (à la suite de travaux détaillés sur les besoins nutritifs des insectes, ayant pour but des recherches médicales ou toxicologiques). Cette technique permet la détermination des besoins nutritifs spécifiques ; elle permet aussi l'élevage continu d'insectes de toute localisation géographique et, indépendamment de la présence ou de l'absence d'une source naturelle de nourriture, elle permet de mettre au point de nouvelles méthodes de lutte.

Depuis les premières tentatives de LOEB (1915) et de GUYENOT (1917) sur la drosophile, un très grand nombre d'essais d'élevages sur rations artificielles ont été effectués.

Sur les insectes phytophages, les premiers travaux sont dûs à BOTTGGER (1942) sur : Pyrausta nubilatis HUB. et à GRISON (1947) sur le Doryphore.

La chenille D. ichneumoniformis F. passe toute sa vie à l'intérieur des galeries creusées dans la racine du Sainfoin. L'étude biologique à ce stade dans des conditions naturelles paraissait très difficile. En outre,

on ne savait pas exactement ce qui se passait à l'intérieur de la racine. L'utilisation d'un milieu nutritif artificiel nous a ainsi rendu grand service. Nous avons utilisé un milieu destiné à l'élevage de la pyrale du maïs ⁽¹⁾ ; la constitution de ce milieu est la suivante :

- eau distillée	: 170 cc
- Agar Agar	: 5 grs
- Cellulose	: 6 grs
- Poudre de Sainfoin	: 10 grs
- Protéolysate de caséine	: 7 grs
- Dextrose ou glucose	: 3,5 grs
- Levure de bière	: 6 grs
- Mélange vitaminé	: 4 grs
- Sels minéraux de WESSON	: 2 grs
- Acide ascorbique	: 1 gr.
- Cholestérol	: 0,6 gr.
- Acide benzoïque	: 0,25 gr.
- Nipagine	: 0,15 gr.

La poudre de Sainfoin a été préparée en broyant finement des racines préalablement lavées puis desséchées pendant 36 heures à l'étuve à 90°C.

L'antibiotique du milieu est l'acide benzoïque et la nipagine qui empêchent la fermentation et la moisissure. On peut d'ailleurs, en cours d'élevage, rajouter un peu de nipagine dès que des champignons se manifestent sur le milieu.

(1) Nous tenons à remercier ici Madame GUENNELON (Chargée de recherches à l'I.N.R.A. Station de Zoologie agricole de Monfavet (Vaucluse) pour l'aide qu'elle nous a apportée au cours de cette partie de notre travail.

Préparation du milieu :

Faire bouillir l'eau et l'Agar dans un Bécher en remuant jusqu'à ébullition, laisser refroidir jusqu'à 54 degrés (en remuant toujours). Préparer le mélange des poudres en les broyant bien dans un mortier. Mettre le mélange des poudres dans le Bécher, verser le liquide sur les poudres et mélanger rapidement. Répartir le milieu dans les boîtes ou les tubes bien propres, laisser refroidir. Avec une aiguille stérile, on raye la surface du milieu afin que la chenille puisse satisfaire son thigmotactisme. Celle-ci attaque plus facilement le milieu et retrouve ainsi des conditions plus proches de celles qu'elle aurait rencontrées dans son milieu naturel. Conserver les récipients ainsi remplis à 10°C.

Il ne faut pas mettre les chenilles sur le milieu froid (reprendre la température du laboratoire).

Autant que possible, il faut éviter d'ouvrir les boîtes ou les tubes :

- 1/ à cause du dessèchement du milieu,
- 2/ à cause de contamination par les bactéries et les champignons.

On peut regarder les chenilles par transparence dans les boîtes.

*

*

*

Troisième Partie :

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA MORPHOLOGIE
ET DE LA BIOLOGIE DES INSECTES NUISIBLES AU SAINFOIN

- CHAPITRE I -

ORDRE DES COLÉOPTÈRES

FAMILLE DES BUPRESTIDAE

1 - Sphenoptera barbarica GMELIN.

Syn. : bicolore F. ; laticollis OL. ; cupriventris CAST. ; gemellata MANN. ;
pueli SCHAEF.

Syst. : SCHAEFER (1940). Les Buprestes de France p. 104.

Biol. : LICHTENSTEIN (J. de) (1868) Pl. LXXXI ; PERRIS (1876) p. 398 (larve)
BALACHOWSKY (A.) et MESNIL (L.), ins. nuis. II (1936), p. 1244.

Description de l'adulte :

Longueur : 9 à 14 mm. Dessus bronzé cuivreux plus ou moins foncé ou obscuri ; dessous bronzé pourpré. Antennes noirâtres à l'exception des premiers articles. Corps peu convexe, cunéiforme. Tégument à fond microcha-griné, faiblement luisant ou subsoyeux. Front impressionné dans sa partie antérieure. 3ème article des antennes plus long que le 2ème et que le 4ème 5-10 transverses, tronquées.

Plantes hôtes :

Les larves de cette espèce sont nuisibles particulièrement à diverses papillonacées non arborescentes.

La larve de S. gemellata MANN. a été signalée dans les racines du Sainfoin par LICHTENSTEIN et MAYET, signalée aussi sur Ononis : ramosissima DESF., repens L., antiquorum L. et sur Onobrychis supina D.C.

En Algérie, sur Ebennes pinata L., et Lotus cretica L.; larve S. lineata vivant dans les racines du Sainfoin en Sicile et occasionnant des dégâts importants associés à ceux de la Sésie.

Répartition :

C'est une espèce très étendue ; on la rencontre en : Portugal, Espagne, France, Italie, Sardaigne, Sicile, Grèce, Turquie, Roumanie.

Dans le Midi de la France, durant l'année 1965 et 1966, nous avons récolté quelques larves de ce coléoptère à Montpellier et sur le plateau du Larzac.

Biologie :

La larve est xylophage. Elle vit dans la racine, creuse une galerie dans le pivot de celle-ci et provoque le dépérissement lent dans la plante. Les adultes apparaissent de Février à Août.

2 - Sphenoptera carceli (E. Ve. G.).

The review of applied Entomology, vol. XXXXI, 1953, p. 27.
ERKILIÇ (S.) & SUMER (S.) ont signalé cette espèce comme nuisible sur le Sainfoin Onobrychis sativa LMK. à ANKARA (Turquie).

FAMILLE DES SCOLYTIDAE

Hylastinus obscurus, MARSH.

Syn. : trifolii MULLER.

Les représentants de cette famille s'attaquent aux arbres fruitiers, sauf cette espèce dont les larves vivent aux dépens des plantes herbacées.

Description :

Adulte d'un brun sombre, ovalaire, mesurant 2 à 2,5 mm. La tête, non rétractile, possède un rostre très court, antennes et tarses rougeâtres.

Répartition :

Toute l'Europe ; c'est une espèce d'origine médio-Européenne. Elle a été introduite aux Etats-Unis.

Plantes-hôtes :

Cette espèce préfère, comme plante hôte, le trèfle rouge. Comme autres plantes hôtes, citons aussi le Sainfoin, Ononis, Ulex, Medicago.

Dégâts :

Les larves creusent dans la racine des plantes-hôtes des galeries de nutrition et de nidification. En France, les attaques de cet insecte ont rarement un caractère épidémique. Nous avons observé quelques dégâts dans les racines du Sainfoin FK au cours de nos observations sur la Sésie du Sainfoin.

Biologie :

La biologie de cette espèce a été étudiée par BALACHOWSKY (A.) et MESNIL (L.) 1936, p. 1231. L'hivernation s'effectue à l'état adulte dans les galeries. Au printemps, les femelles fécondées creusent des galeries de 2 à 3 cm pour la ponte. L'évolution larvaire est terminée en juillet et au début d'août. Les adultes qui vont apparaître à la fin de ce mois entrent en diapause imaginale.

FAMILLE DES BRUCHIDAE

1 - Bruchidius perparvulus BOH.

Syn. : *B. pygmaeus* BOH.

Syst.: HOFFMANN (1945), p. 80.

Description :

C'est une petite Bruche mesurant 1-1,5 mm, noirâtre, 4 premiers articles des antennes sont roux.

Biologie :

Cette Bruche vit aux dépens des graines de trèfle, Sainfoin d'Espagne, Lotus corniculatus L.

2 - Bruchidius poupillieri ALL.

Description :

2,5 mm de long, les pattes et les élytres jaunes, avec une tache humérale foncée, les antennes noires.

Biologie :

C'est une espèce répandue dans tout le bassin méditerranéen. Les larves commettent des dégâts aux graines de H. coronarium L.

3 - Bruchidius gilvus GYLL.

Syst. : HOFFMANN (A.) 1949, p. 66 ; GUNDUSO (P.) 1950, p. 3.

Cette espèce vit sur le Sainfoin et notamment sur H. coronatum L. et est signalée sur Hedysarum flexuosum L. de PEYERIMHOFF.

TRIBU DES SITONINI

1 - Sitona callosa GYLL.

GROSSHEIM (N.A.), 1929 "The review of applied Entomology, vol. XVII, p.434"

Cette espèce a été signalée en Russie comme nuisible au Sainfoin. Les adultes apparaissent au printemps. On a noté deux périodes de ponte.

- 1/ au début du printemps,
- 2/ Août-Septembre.

Les larves provenant de la deuxième ponte hivernent. Oviposition 5 à 7 jours après l'éclosion. La durée de la ponte est de 9 à 32 jours et le nombre maximum d'oeufs pondus au laboratoire : 1332.

2 - Sitona humeralis STEPH.

Syn. : tibialis OL.

Syst.: HOFFMANN (A.). 1950, p. 416.

Biol.: GRANDI (Guido) 1951. p. 867 ; CAILLOL (H.) 1954, p. 136.

Description :

Cette espèce mesure 3,5 à 5 mm, coloration cendrée montrant des caractères communs avec S. hispidulus.

Chez cette espèce, au contraire, les élytres sont presque sans soies ou au moins, il en existe très peu. Le front et le rostre sont fortement sillonnés. Le prothorax porte 3 bandes claires, les latérales se prolongent sur la base de la 5ème interstrie élytrale.

3 - Sitona crinitus HERBST.

Syn. : dispersus MULS.

Syst.: HUSTACHE 1925, p. 433 ; HOFFMANN (A.) 1950, p. 409.

Biol.: CAILLOL 1954, p. 135.

S. humeralis et S. crinitus sont des espèces polyphages ; en 1922, GROSSHEIM (N.A.) les avait signalées sur la luzerne de trèfle et le Sainfoin.

TRIBU DES HYPERINI

Les Hypera (Syn. : Phytonomus)

Hypera trilineata MARSHAM. ⁽¹⁾

Syn. : - répanda OL. ; plagiata REDTEND.

Syst. : HOFFMANN (A.) 1955. Faune de France, Coléoptères curculionidaes, 2ème partie, p. 593.

Description adulte :

(fig. A). Long. 2,8 à 3,5 mm, les téguments bruns ; revêtement cendré, jaunâtre ou gris-verdâtre. Prothorax avec 3 bandes longitudinales claires, parfois à reflets un peu cuivreux ; les latérales larges, la médiane étroite ; antennes et pattes rousses ou ferrugineuses. Rostre peu arqué, mince, cylindrique, aussi long que le Prothorax.

Distribution géographique :

Toute la France et la Corse ; commun.

Europe : bassin méditerranéen.

Dégâts - Plantes-hôtes :

D'après HOFFMANN, la larve et l'adulte vivent aux dépens de diverses papillonacées, par exemple : Lotus corniculatus L., Ulex manus L.

(1) Cette identification est due à Monsieur A. HOFFMANN à qui nous exprimons ici toute notre gratitude.

et Onobrychis sativa LAM.

En ce qui nous concerne, en juin 1966, nous avons observé une forte attaque de cette espèce sur le Sainfoin FK dans les champs de St Georges de Luzençon. Au cours de nos observations, nous n'avons pas trouvé d'autres espèces d'*Hypera* nuisibles au Sainfoin cultivé.

Larve mûture :

Elle mesure 7 mm de long, 1 mm de largeur ; elle est d'un vert jaune (fig. 1), apode, graduellement amincie vers l'arrière. Le corps est formé de 12 segments : 3 thoraciques et 9 abdominaux ; 9 paires de spiracles trachéens (une paire sur le 1er segment thoracique et 8 autres paires sur le 1er jusqu'au 8ème segment abdominal). Calotte céphalique : (fig. 2) à peu près aussi longue que large, dorsalement assez convexe, d'un brun noirâtre, mesurant 0,60 mm de longueur. Segments thoraciques beaucoup moins larges par rapport à ceux abdominaux. Une paire de plaques thoraciques, dorsalement sur le 1er segment. Antennes : constituées par une petite cupule membraneuse qui possède une formation subconique distale. Labre supérieur : (fig. 3) sur la face dorsale 4 paires de soies et ventralement 3 paires de formations coniques distribuées en 2 séries. Mandibules : assez larges et amincies distalement et trifurquées. La dent la plus externe est la plus aigüe.

La nymphe :

La larve mûture construit un cocon soyeux blanc, plus ou moins sphérique (4 mm de diamètre) ; ensuite, elle se transforme en nymphe (fig. 4, 5) ; celle-ci, au début de sa formation, est d'un vert clair. La tête, l'ébauche des ailes et les pattes sont d'un vert noirâtre. Elle mesure 3 mm de long. Dans une salle climatisée (25°C et 80 % H.R.) la durée de la vie nymphale a été de 10 jours en moyenne.

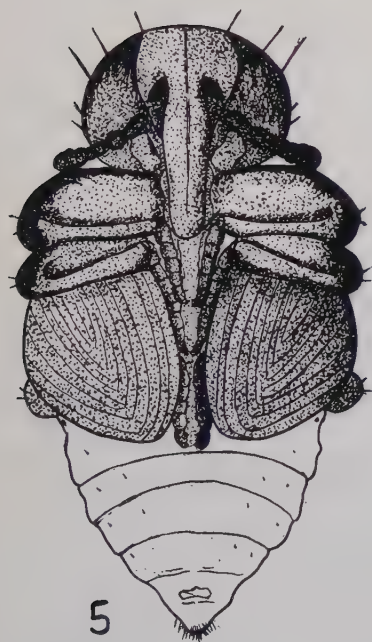
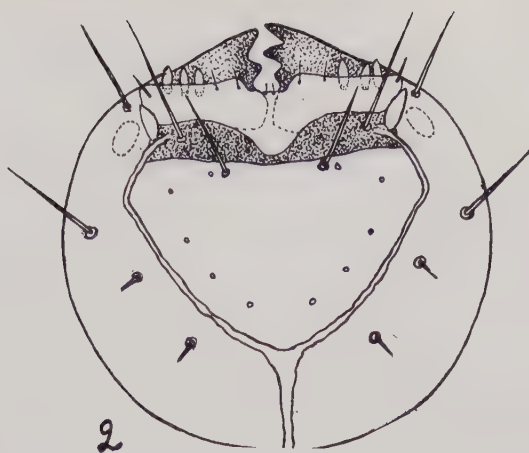
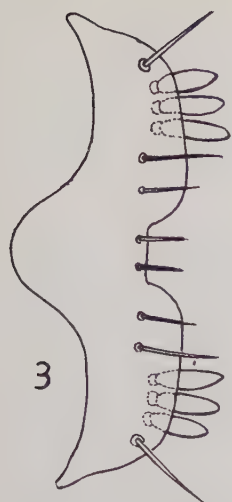
Légende des figures

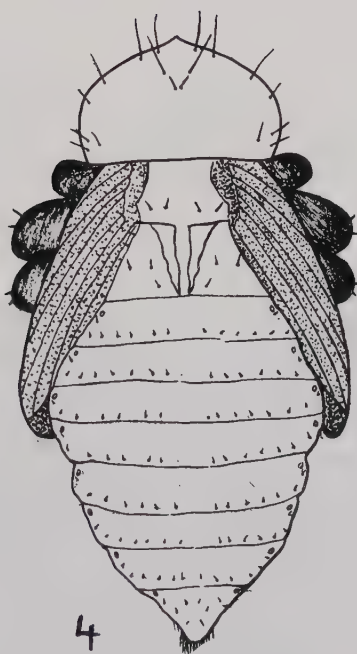
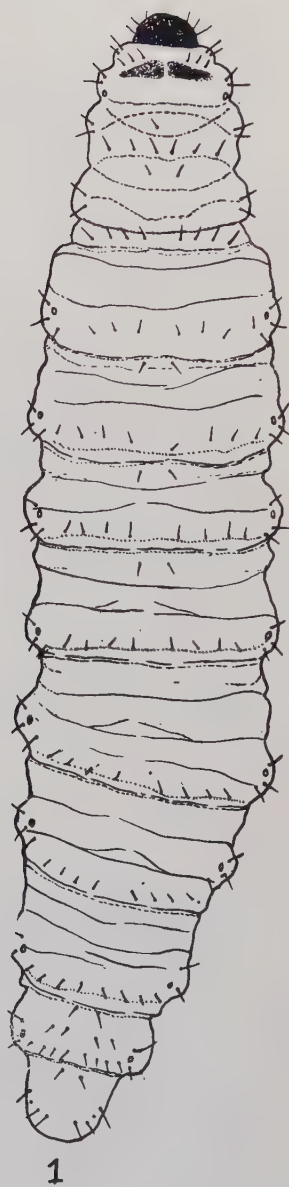
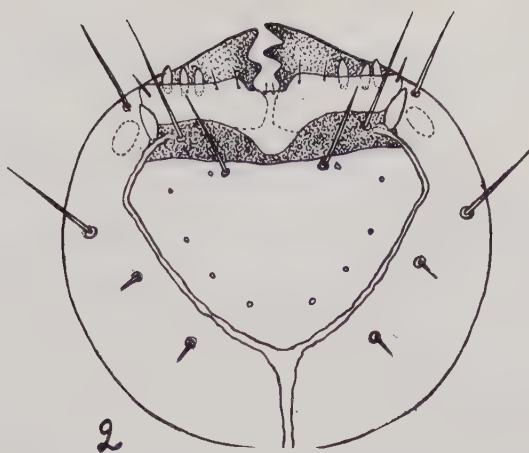
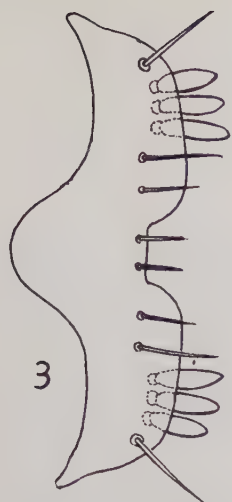
Hypera trilineata MARSHAM

- Fig. A : Adulte (x 22).
Fig. 1 : La larve mâtüre (x 21).
Fig. 2 : La calotte céphalique de la larve mâtüre (x 83).
Fig. 3 : Labre de la larve.
Fig. 4, 5 : Face dorsale et ventrale de la nymphe (x 26).
-



A





SOUS-FAMILLE DES APIONINAE

APIONS NUISIBLES AU SAINFOIN

1 - Eutrichapion reflexum GYLL.

Syst. : PORTVIN (G.), 1935. Histoire naturelle Coléoptères de France, tome IV, p. 290 ; HOFFMANN. 1958. Faune de France Curculionidae, p.1656.
Biol. : BALACHOWSKY (1963). Entomologie appliquée à l'agriculture, tome I, p. 1198.

Description de l'adulte :

(fig. 6). 2,5 à 2,8 mm de longueur, oblong, convexe, presque mat ; l'avant corps d'un noir bleuâtre ou bleu moins foncé, parfois métallique ; les élytres bleus ou verdâtres un peu moins clairs. La pubescence dorsale grise très fine. Les pattes et les antennes noires. Rostre modérément courbé, plus ou moins épaissi au niveau de l'insertion antennaire, un peu rétréci en avant ; celui du mâle subégal à la tête et au prothorax réunis ; celui de la femelle 1/4 plus long, plus mince à ponctuation oblongue moins serrée.

Répartition géographique :

Cette espèce s'étend en Europe jusqu'en Sibérie, le Proche Orient, tout le nord de l'Afrique, toute la France ; surtout endroits calcaires, secs et bien exposés.

Description de la larve mûre :

Larve (fig. 7) subéruciforme, apode, graduellement amincie à l'arrière. Les urites 2 à 6 sur le dos, présentent des proéminences (en forme de bosse) particulièrement très importants sur les 5 premiers urites. La couleur fondamentale du corps est un jaune crème.

La partie postérieure et la marge latéro-ventrale de la tête noire fumée.

Tête :

La capsule céphalique (fig. 8) ~~sub~~hypognate, est à peu près aussi longue que large et dorsalement assez convexe. Les principales formations endosquelettiques de la tête, outre le Tentorium, sont les suivantes :

- 1/ un mince épaissement dorsal médian qui part du point de convergence des 2 sutures divergentes et qui disparaît dès qu'il a atteint la limite antérieure du front.
- 2/ un robuste et large épaissement transversal qui court le long de la ligne qui limite le front et le clypeus et qui se réfléchit à droite et à gauche sur les côtés.

L'épicrane présente une suture en Y et les branches divergentes le décorent un peu irrégulièrement en arcs, jusqu'à se rejoindre. De chaque côté et à l'extérieur de l'antenne, une aire membraneuse, submarginale et antérieure dans laquelle se trouve un petit ocelle. La tête est pourvue d'un faible nombre de soies assez longues et de très nombreuses petites formations distribuées comme l'indique la figure 8. Clypéus : (fig. 9 cl) plutôt étroit ; la zone la plus sclérifiée est profondément échancrée au milieu. Antennes : constituées par une petite cupule membraneuse qui supporte une belle formation subconique distalement.

Labre supérieur :

Labre supérieur (fig. 9 ls) transverse et prolongé en arrière en une sorte de cône sclérifié qui s'adapte à l'échancrure décrite sur le clypéus.

Il possède dorsalement 4 soies, les 2 antérieures sont épaisses et les 2 submédianes courtes et moins épaisses.

Ventralement, 9 belles et robustes formations qui sont distribuées de la façon suivante :

- 3 à la partie antéro-médiane,
- 3 de chaque côté de la partie latéro-antérieure.

Mandibules : (fig. 8) à peu près aussi longues que larges et amincies distalement ; trifurquées, la dent la plus externe est la plus aigüe, celle du milieu est la plus saillante, celle de l'intérieur est peu proéminente et arrondie. Sur le mandibule, on observe 2 courtes soies dorsale et subexterne.

Thorax : il présente un notum à deux aires à contours irréguliers de faibles dimensions et en grande partie sclérifié. La région ventrale, proéminente, présente deux reliefs latéraux en forme de mamelon. A l'extrémité distale de chacun de ces mamelons existe une aire sclérifiée arrondie avec deux soies inégales. Le mésothorax et métathorax ont à peu près les mêmes dimensions.

Abdomen : Les 5 premiers urites paraissent semblables de forme et de dimensions ; ils portent dorsalement une sorte de gibosité parcourue par un sillon transverse en avant de celui-ci une étroite région à surface oblique et un autre faible sillon transverse. Sur les urites 6 et 7, la gibosité dorsale est moins grande. Sur les 8ème et 9ème urites, la partie dorsale comme la partie ventrale est à peu près plate. La 10ème urite est atrophiée.

Appareil respiratoire :

La larve possède 8 paires de stigmates : une paire au thorax (entre le premier et le second segment) et 7 paires sur les 7 premiers urites : ces derniers sont latéro-subantérieurs.

Dégâts :

D'après les observations faites par nous dans le département de l'Aveyron (aux environs de Millau), les dégâts d'Apion se manifestent de la façon suivante :

- 1/ Certains épis floraux restent courts et atrophiés,
- 2/ la femelle dépose ses oeufs sur les bourgeons, des extrémités des tiges et les larves néonates commencent à se développer dans ce milieu très favorable à cause de l'abondance de la sève. De ce

fait, l'épi floral commence à jaunir et à se flétrir. Ainsi, nous avons pu récolter un nombre considérable de ces larves et les avons mises en élevage au laboratoire.

- 3/ Quand l'épi floral est assez développé, l'axe s'enfle sur toute sa longueur et devient de plus en plus épais avec des ondulations plus ou moins grosses sur la surface. Les fleurs tombent. Vraisemblablement les attaques de cet Apion sont la cause des faibles rendements observés dans les régions où la plante est cultivée pour la production de ses graines.

- 4/ Les adultes font des petits trous sur le limbe des folioles afin de se nourrir.

Plantes nourricières :

De nombreux chercheurs ont indiqué la présence de cet Apion sur les différentes espèces de Sainfoin : dans les pré-Alpes sur Onobrychis montana D.C. HOFFMANN. Dans les Alpes, notamment dans le Dauphiné, sur Hedysarum obscurum L. Au printemps 1965 et 66, nous avons observé la présence de cet insecte sur le Sainfoin FK dans le département de l'Aveyron.

La nymphe :

De couleur Isabelle clair ; les yeux, la cératothèque et la ptérothèque, la podothèque sont de couleur fuligineuse. Pour la chaetotaxie voir (fig. 10). On aperçoit particulièrement 8 macrochètes sur le pronotum. L'appareil respiratoire possède une paire de spiracles trachéens entre le pro et le mésothorax et 7 paires latérales, sur les 7 premiers urites. Les larves mûres s'immobilisent pendant 4 à 5 jours et se transforment en nymphe. La période moyenne de la vie nymphale dans la salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.) a été de 8 jours.

2 - Eutrichapion intermedium EPPELSHEIM.

La larve se développe dans la tige du Sainfoin, dans les régions calcaires, où la culture de cette légumineuse est déjà ancienne.

3 - Apion elegantulum GERMAR.

Syn. : Coracinum GYLL ; neglectum GYLL. ; tricarinatum WALT. ; laticolle
PERRIS.

Les larves se rencontrent fréquemment dans la tige du Sainfoin :
O. sativa L.

4 - Eutrichapion curtisi STEPHENS.

Syn. : waloni STEPH.

5 - Apion (S.St) Pisi F.

La larve et l'adulte de cette espèce vivent aux dépens de nombreuses légumineuses des genres Onobrychis, Trifolium, Vicia, etc...

*

* *

Légende des figures

Eutrichapion reflexum GYLL.

Fig. 6 : Adulte (x 22).

Fig. 7 : La larve mâtûre.

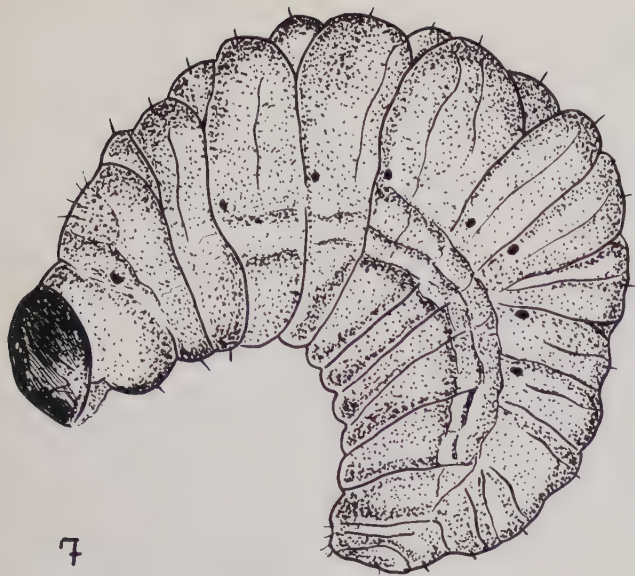
Fig. 8 : Capsule céphalique de la larve mâtûre (x 70).

Fig. 9 : CL, LS : Clypeus et larve de la chenille mâtûre.

Fig. 10 : La nymphe (x 50).



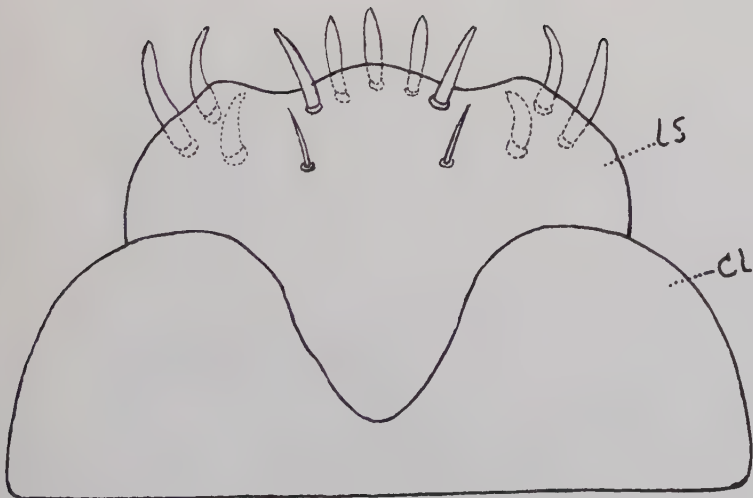
6



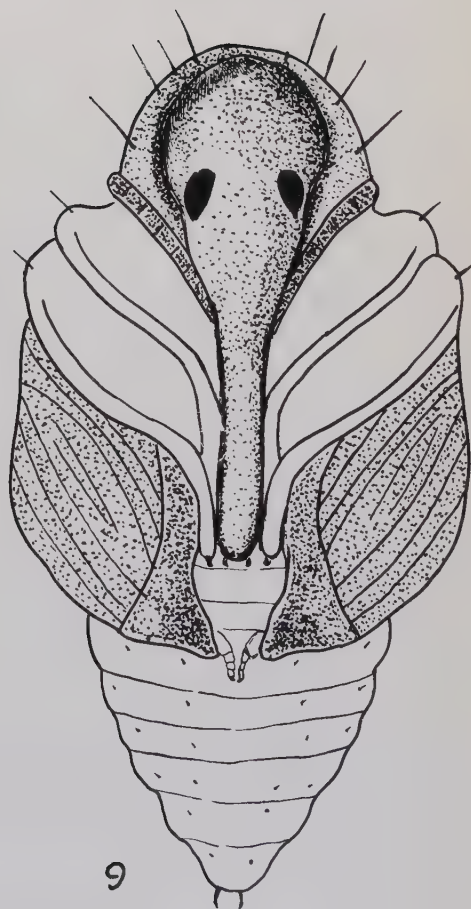
7



8



10



9

- CHAPITRE II -

O R D R E D E S L E P I D O P T E R E S

ETUDES MORPHOLOGIQUE ET BIOLOGIQUE SUR :

DIPSOSPHECIA ICHNEUMONIFORMIS F.

(LEPIDOPTERE : AEGERIIDAE)

INTRODUCTION :

La Sésie du Sainfoin D. ichneumoniformis F. est un insecte gravement nuisible aux cultures du Sainfoin. Malgré les pertes considérables qu'il cause chaque année, il n'a encore été l'objet, au moins à notre connaissance, d'aucune étude sérieuse, tant en France qu'à l'étranger. Cependant, en 1904-1905, cette espèce a été signalée par le Dr P. SIEPI dans un "Catalogue raisonné des lépidoptères du département des Bouches-du-Rhône et de la région de la St Baume". A cette époque, on lui avait donné le nom de Sesia ichneumoniformis SV. La présence de cette espèce avait été notée en juin dans la vallée de St Pons, clairière de la forêt de St Baume. Elle a été signalée comme nuisible à Hedysarum coronarium L. en Tunisie par MAR-CHAL (1911) et à Trifolium SP. en Sicile par de STEFANI (1922).

Au cours de l'étude des papillons des environs de Genève destinée à former la base d'un catalogue complet des Microlépidoptères de la région genevoise", Mr J. ROMIEUX (1921-22) a fait des recherches spécialement sur les Sésiidae et, en particulier, sur la Sésie du Sainfoin. Il a fait quelques observations sur la ponte, donné description de l'oeuf, et indiqué quelques plantes hôtes.

Le Sainfoin est une plante fourragère très résistante, soit à la sécheresse, soit aux ennemis animaux, par comparaison avec les autres

légumineuses fourragères comme la luzerne et le trèfle. Les seuls dégâts considérables occasionnés à cette plante sont le fait de la Sésie. Dès la deuxième année de semence (d'après nos observations à Montpellier), 70 % des pieds sont attaqués. Dans le département de l'Hérault et de l'Aveyron, nous avons pu remarquer que cette espèce est inféodée strictement au Sainfoin.

Mes collègues qui ont fait des recherches sur les parasites et ennemis animaux de la luzerne et du trèfle n'ont jamais trouvé sur ces plantes les galles de la Sésie.

I - M O R P H O L O G I E

1° - ADULTE

Description de la femelle :

(fig. 11) La couleur fondamentale du corps est un noir luisant, métallique avec reflets vert-bleu. Macules et fascies du corps de couleur jaune canari. Tête noire pourpre, luisant.

Elle possède 2 fascies (premières orangeâtre et deuxième jaunâtre) qui vont de l'antenne jusqu'à l'insertion du palpe labial. Les antennes sont noires à l'extrémité distale, et le reste (partie basale) orangé. Dans la région occipitale de la tête se trouve un collier jaune canari.

Thorax :

Noir, avec reflet métallique vert, bleu et un peu de rouge, avec 2 stries jaunâtres latéro-dorsales. A l'endroit de l'insertion des ailes antérieures sur le thorax, 2 taches plus ou moins grandes (visibles à l'oeil nu) d'un jaune canari. Dorsalement à peu près à la base du thorax, une fascie jaunâtre moins large au milieu et très large sur les cotés.

Pattes antérieures :

La moitié longitudinale externe du fémur est d'un jaune vif et l'autre moitié (interne) d'un noir luisant munie sur son côté des poils noirs mats plus ou moins développés.

Tibia : noir avec le bord antérieur jaune orangéâtre.

Tarse : jaune-orangéâtre aussi.

Les pattes moyennes et postérieures sont de la même couleur que les antérieures, sauf l'absence de stries jaunes sur leur fémur.

Les ailes antérieures sont transparentes au milieu, d'une couleur brun-grisâtre. On observe une strie orangée ; sur le bord postérieur des ailes antérieures, aussi quelques stries de la même couleur dans le milieu de la nervation médiane.

Les ailes postérieures : avec nervation d'une couleur brun clair, revêtues par des écailles d'un brun grisâtre, avec les franges de la même couleur.

Abdomen :

De la couleur fondamentale et sur lequel on observe 5 fascies jaunâtres transversales. La première et la deuxième fascie n'allant pas sur la face ventrale de l'abdomen, tandis que les 3ème, 4ème et 5ème forment chacune un anneau autour de l'abdomen.

Frénulum : la touffe postérieure est composée d'écailles noires avec une tache assez grande située dans la partie dorsale de celle-ci formée d'écailles d'un jaune canari.

La longueur des femelles étudiées varie entre 15 à 18 mm. Envergure des ailes 17 à 20 mm.

Description du mâle :

(fig. 12) Il se différencie de la femelle principalement par les dimensions (surtout largeur) qui sont sensiblement inférieures.

Légende des figures

Dipsosphecia icheumoniformis F.

Fig. 11 : Adulte femelle (x 5)

Fig. 12 : Adulte mâle (x 5)



11



12

Les urites de 1 à 6 (fig. 20) ne diffèrent pas en général de ceux de la femelle. Le 7ème est aussi semblable aux autres tandis que chez la femelle il est allongé, subconique et plus ou moins épais. Le 8ème urite du mâle présente une forme allongée, cylindrique, sa longueur est à peu près de $1/8$ de la longueur totale de l'abdomen. Il présente en outre un épaississement chitinisé annelliforme distalement. En disposition normale du corps, l'appareil copulateur est invaginé dans ce dernier segment.

En outre, chez le mâle, les antennes sont revêtues d'écailles noires et les articles antennaires portent insérée sur leur bord antérieur une rangée de cils tandis que chez la femelle la moitié basale de l'antenne est couverte d'écailles d'un brun jaune, et les articles antennaires sont dépourvus de soies.

La tête et les pièces buccales :

Tête : crâne (fig. 13) transverse hypognate, plus large que long ; les yeux sont grands, subhémisphériques, d'un brun foncé. Deux ocelles disposés vers le haut.

Les antennes (fig. 14) sont insérées près de la marge des yeux. Elles sont constituées de 55 articles chez la femelle et de 54 chez le mâle. La longueur totale de l'antenne chez la femelle est de 7 mm. Le premier article (fig. 14 - A) est d'une largeur égale à peu près au $3/4$ de la longueur totale. Le second est long comme la moitié du premier. Le troisième est un peu plus petit que le précédent. De IV à XXXI, les articles ont à peu près tous la même dimension, c'est-à-dire que la longueur de chaque article est égale à la largeur. Dès le XXXIIème, la longueur des articles va augmenter. Les articles, après le XXXIVème, ont une forme d'anneau et présentent une largeur double à la longueur. A partir du XXXIVème, nous avons observé une diminution de dimensions jusqu'au dernier qui se présente sous forme conique et porte à l'extrémité distale des écailles en forme d'ai-

guilles qui sont au nombre de 11 (fig. 14 - E). Tous les éléments de l'antenne sont recouverts de nombreuses écailles et d'une pilosité très courte.

Pièces buccales : Le labre supérieur (fig. 15) est transverse et trilobé. Les lobes latéraux (lobes pilifères) sont recouverts dans la partie interne d'une longue et fine pilosité. Le lobe médian membraneux a une forme subtriangulaire et porte sur la surface dorsale quelques petits poils.

Les mandibules sont rudimentaires. Palpes labiaux triarticulés un peu moins longs que la spiritrompe. Palpes maxillaires de forme semblable à celle représentée par la figure 13.

Thorax :

Pronotum invisible sur la partie dorsale et absence de Patagi. Mésonotum plus long que large possédant 2 grandes tégalae subtrapezoïdales ; Métanotum plus large que long et de dimensions inférieures aux segments précédents.

Pattes :

Pattes antérieures (fig. 16 - A), hanches larges comme 2,5 fois leur longueur et se rétrécissant à l'extrémité distale, trochanter de dimensions réduites d'une forme plus ou moins triangulaire, long $1/7$ environ comme l'article précédent, le fémur $1/4$ plus long que la hanche, est large (maxima) comme $1/4$ de sa longueur ; il porte à l'extérieur quelques setulae très fines. Tibia d'une longueur (un peu supérieure) à la moitié de celle du fémur, dans la partie latérale et presque au milieu, il porte un éperon recouvert de massifs de poils.

Tarse : Il est formé de 5 articles :

- 1/ Le premier a une longueur égale à 4,5 fois celle de sa plus grande largeur ; il porte quelques soies courtes et fines.
- 2/ Le second est long comme la moitié du premier et il présente 5 soies courtes et grosses.

6 3^e et 4^e article ayant des dimensions encore plus réduites.

Le premier possède 4 petites soies tandis que le 2^eme n'en a que 2 ; le 5^eme article du tarse, long comme le 4^eme, ne porte pas de soies. Les ongles et les pulvilli sont bien développés.

Pattes moyennes : (fig. 16 - B) elles sont longues comme à peu près 1 fois $1/4$ les antérieures, avec la hanche soudée au thorax. Trochanter très court, de forme subtriangulaire, le fémur un peu plus court que le tibia, largeur égale à $1/6$ de la longueur.

Tarse : le tarse est de $1/4$ plus long que le tibia ; le 1^{er} et le 2^eme article ont à peu près les mêmes dimensions ; il en est de même pour les 3^eme et 4^eme articles. Sur le tibia ainsi que sur le 1^{er} et 2^eme article du tarse, on aperçoit quelques soies courtes.

Les ongles et les pulvilli aussi bien développés que ceux des pattes précédentes.

Pattes postérieures : (fig. 16 - C) les pattes postérieures sont plus développées que les deux autres. La hanche est soudée au métathorax, le trochanter plus développé, le fémur est long 3,5 fois comme sa largeur maximale. Le tibia mesure en longueur 1,5 fois l'article précédent et porte insérées 2 paires d'éperons, une paire à la moitié du tibia et l'autre à l'extrémité distale de celui-ci. Dans la première paire, un des éléments est un peu plus long que la moitié de l'autre ; il est près de $1/5$ de la longueur totale du tibia. Dans la secondaire paire, les proportions entre les éléments est comme pour la première mais les dimensions sont inférieures par rapport à celles de la première paire.

Tarse : le premier article est long, un peu moins de la moitié de la longueur totale du tarse lui-même, et presque de la moitié du fémur.

Ongles et les pulvilli comme ceux des pattes précédentes.

Ailes :

Ailes antérieures (fig. 17) longues 4 fois $1/2$ comme leur largeur maximale.

Ailes postérieures (fig. 18) subtriangulaires et plus courtes que les antérieures mais avec leur grand développement dans la région anale. Elles sont longues à peu près trois fois comme leur largeur maximale. Frenula constituée, sur les exemplaires que nous avons examinés, d'une seule soie longue comme $1/5$ de la longueur totale de l'aile ; elle est insérée sur une base unique et terminée par une lancette.

Nervation alaire :

La nervation chez D. ichneumoniformis F. est caractérisée par un nombre réduit de nervures transversales ou obliques ; présence d'une grande cellule centrale, dite cellule discoïdale.

La nervation est du type primitif (Hétéroneura) ;

Les ailes sont peu écailleuses et transparentes. Ce phénomène et les couleurs des écailles revêtant le corps donne à l'animal, surtout au moment du vol, l'aspect d'un Hyménoptère. Les écailles sont beaucoup plus abondantes sur les ailes antérieures que sur les postérieures.

La nervation alaire a été étudiée sur des individus mâles et femelles dont les ailes avaient été libérées de leurs écailles. A l'aide d'un pinceau très fin imbibé de toluène, ces écailles ont été doucement arrachées, puis les ailes ont été montées entre lame et lamelle dans une goutte de gomme de Faure (voir figures 17, 18).

Couplage des ailes :

Chez D. ichneumoniformis F., le mode de coaptation alaire est du type "couplage frénate" ; le frenatae va s'accrocher dans un rétinacle situé sur la face ventrale de l'aile antérieure. Le rétinacle de la femelle est du type subcostal (comme chez le mâle).

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Fig. 13 : La tête et les pièces buccales de l'adulte (x 40).

Pil : Lobe pilifère.

p. max : Palpe maxillaire.

p. lab : Palpe labial.

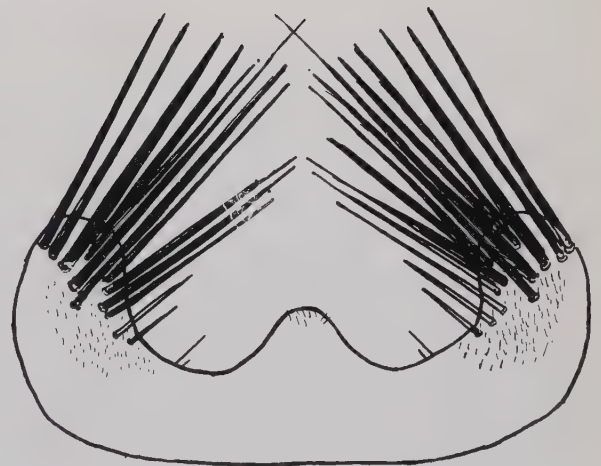
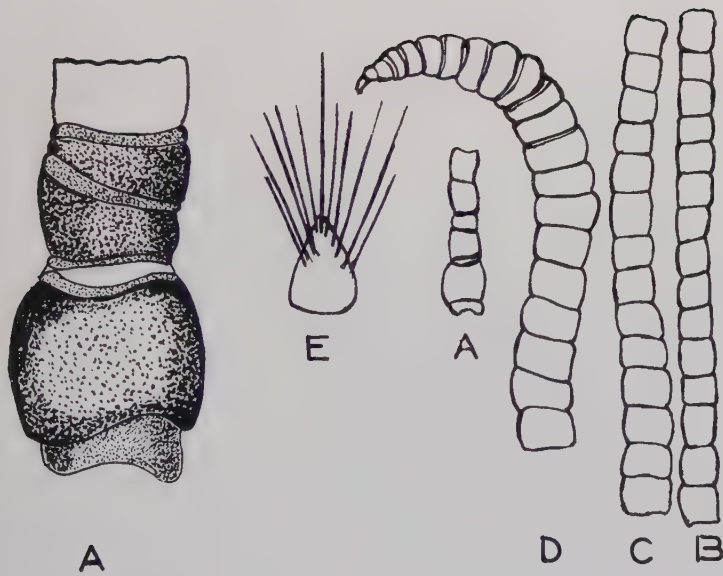
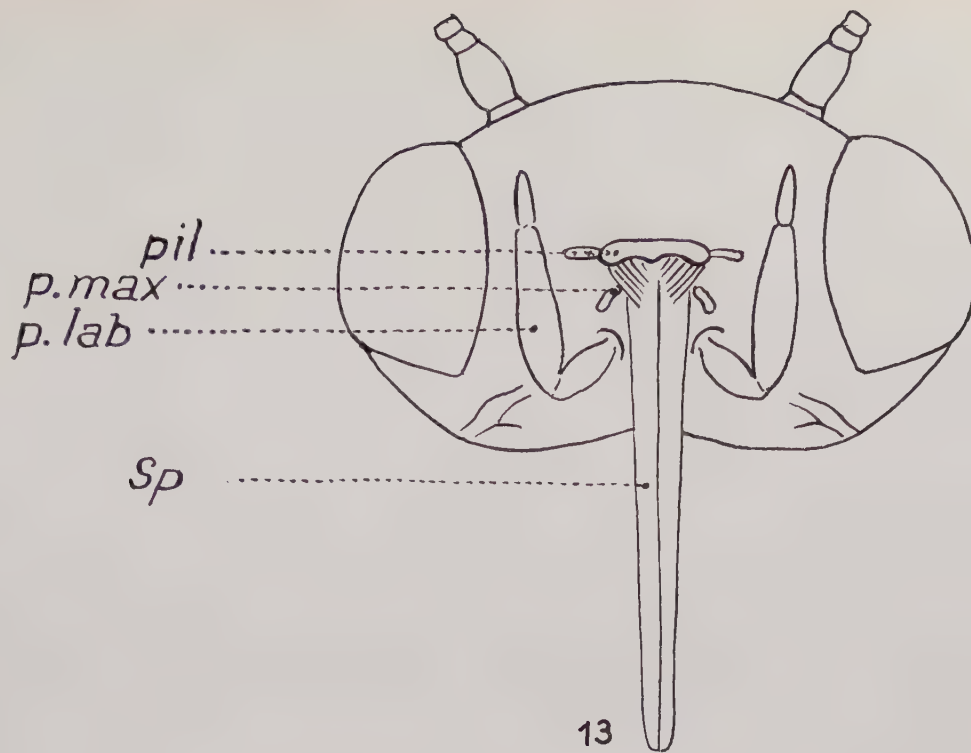
sp : Spiritrompe.

Fig. 14 : Antenne de l'adulte ♂ (x 33).

A : Premier article antennaire.

E : Dernier article antennaire.

Fig. 15 : Labre de l'adulte (x 78).



Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Fig. 16 : Les pattes de l'adulte (x 22).

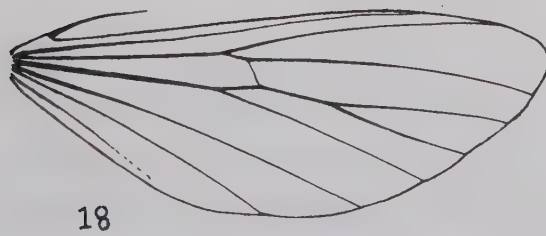
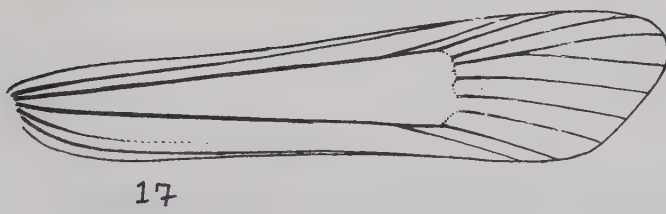
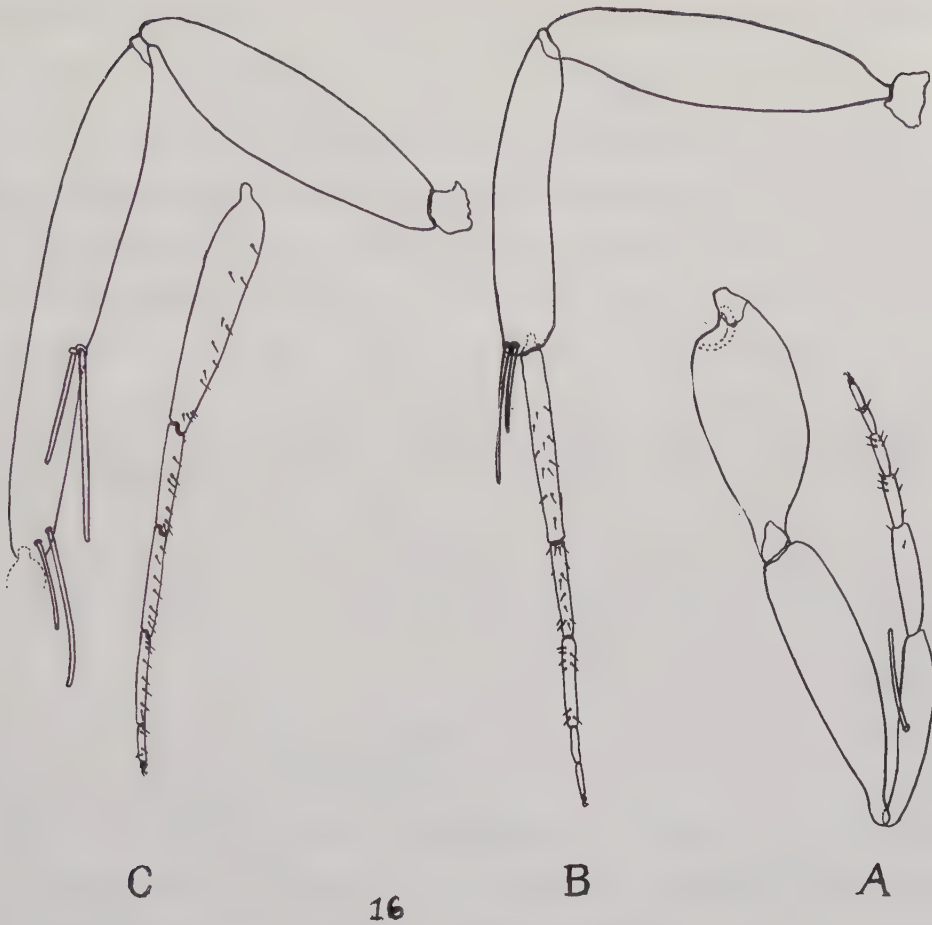
A : patte antérieure.

B : patte moyenne.

C : patte postérieure.

Fig. 17 : Aile antérieure de l'adulte (x 9).

Fig. 18 : Aile postérieure de l'adulte (x 9).



L'abdomen

L'abdomen de la femelle (fig. 19) est subcylindrique, allongé et aminci à son extrémité distale ; il est constitué de 10 segments.

Le premier segment est de proportions réduites et à la région tergale notablement renforcée par un épaissement chitineux. Les urites 2 à 7 ne montrent pas de caractéristiques spéciales. Les 3ème, 4ème, 5ème et 6ème ont approximativement la même longueur. Le 7ème est plus long que les précédents (environ 2 fois) et de forme tronconique.

Dans la région latérop proximale, on observe deux zones subré-niformes dans lesquelles les écailles sont insérées avec la plus grande densité.

Chaque urite, du 2ème au 7ème, porte une paire de spiracles trachéens. Le 8ème urite dans les conditions normales est presque complètement invaginé dans le 7ème. Dans la région ventrale du 8ème segment abdominal se trouve l'ostium bursae dont les bords sont fortement chitinisés. A la marge postérieure, le même urite est pourvu de soies nombreuses distribuées en majeure partie ventralement et latéralement. Proximale-ment et dorsalement, un tel segment se prolonge en 2 apodèmes bacilliformes qui se dirigent de haut en bas dans le 7ème segment.

Le 9ème urite est confondu avec le 10ème. Latéralement et dor-salement, se trouvent de très nombreuses soies courtes ou longues et des formations placoides.

Armature génitale du mâle et de la femelle

Armature génitale du mâle :

Elle comprend les 9ème et 10ème segments abdominaux rétractés au repos à l'intérieur du 8ème segment (fig. 21). Une préparation dans l'a-cide lactique a permis de la dessiner. Le 9ème segment, formant la partie la plus volumineuse, est composé de 3 parties :

- 1/ Tergite ou tégumen,
- 2/ Sternite ou vinculum,
- 3/ Une paire de valves.

Le pénis est fortement sclérifié, situé au-dessus d'une pièce aussi sclérifiée en forme de Y dont les deux branches sont situées et prolongées dans les parties latérales (comme nous le montre la figure 21). Le pénis possède quelques épines courtes.

Armature génitale de la femelle :

(fig. 22). Elle comporte 2 orofices génitaux, l'un réservé à la ponte et l'autre à la copulation. Mais ils sont placés sur deux segments différents :

- L'orifice de copulation ou Ostium bursae se trouve ventralement sur le 8ème segment.
- L'orifice de ponte ou Ostium oviductus est situé sur le 9ème segment abdominal (sous l'anus).

Cette armature est composée des parties suivantes :

- 1/ La plaque génitale : c'est une aire sclérifiée avoisinant l'orifice de copulation ; elle présente des parties saillantes d'un brun foncé.
- 2/ Le 8ème tergite : il possède un anneau sclérifié entourant partiellement le 8ème tergite.
- 3/ Le 9ème urite : il est constitué en grande partie par 2 lobes sétigers ; les papilles anales (fig. 22) qui sont plus ou moins sclérifiées chez cette espèce encadrent l'anus et l'orifice de ponte.

2° - STADES PREIMAGINAUX

L'oeuf :

(fig. 23). Sa longueur varie de 0,830 à 0,890 mm ; sa largeur de 0,500 mm à 0,580 mm. Epaisseur au milieu : 0,230 mm à 0,260 mm ; Epais-

seur pôle : 0,300 mm.

Il est d'un brun foncé plus ou moins noirâtre. Sa forme est ovulaire, plus ou moins aplatie avec une dépression centrale, elle-même ellipsoïde. La place du micropyle est marquée sur le périmètre de l'oeuf par une concavité.

Le chorion de l'oeuf est plus ou moins dur ; observé à fort grossissement, il présente sur sa surface une sculpture qui apparaît sur la figure 23. En réalité, ces dessins réticulés ne sont que les parois des cellules folliculaires desséchées et dégénérées.

Type d'oeuf :

Les oeufs de D. ichneumoniformis F. sont du type "oeuf couché" où le micropyle est situé latéralement et l'axe micropylaire est parallèle à la surface du substrat. Ce type d'oeuf est le plus fréquent et se rencontre dans un grand nombre de familles primitives.

Chorion et pôle micropylaire :

L'oeuf étant entouré d'un chorion épais, résistant, de consistance cornée et sa surface divisée en polygones. Dans une préparation faite par nous de la région micropylaire (fig. 24), on distingue une ornementation micropylaire dont les différentes parties sont les suivantes :

- 1/ Un réseau de stries ou d'arêtes en relief, qui dessine une rosette au pôle micropylaire. Du centre de ce dernier partent 3 tubes micropylaires ou canalicules obliques.
- 2/ Surface de chorion divisée en polygones

La larve et ses différents stades :

A l'aide des élevages en milieu artificiel dans les conditions du laboratoire (salle climatisée 25°C.) nous avons enregistré 6 stades larvaires, consignés dans le tableau suivant :

Stades larvaires	1	2	3	4	5	6
Longueur en mm.	1	7 - 8	9 - 10	12 - 14	15 - 17	20 - 22
Largeur en mm.	1,2	1,6	1,9 - 2	2,5 - 3	3,4	3,6 - 3,8

Le tableau ci-dessous indique la largeur de la capsule céphalique à chaque stade larvaire :

Stades	1 néonate	2	3	4	5	6
Largeur de la capsule céphalique en mm.	0,30 constante	0,80 - 0,90	1,33	1,83	2,30	2,83

Pas de différence, au point de vue de la chaetotaxie entre les différents stades larvaires, chaque stade est caractérisé par la largeur de la capsule céphalique qui est plus grande que celle du stade précédent.

Chenille néonate :

La chenille, au premier stade larvaire : larve néonate (fig. 25) est d'une couleur blanche, plus ou moins transparente. Tête d'un brun clair, avec la face dorsale et ventrale assez convexe.

Capsule céphalique :

(fig. 26, 27). Au laboratoire, nous avons étudié plus de 500 larves néonates de D. ichneumoniformis F. Les résultats obtenus sont les suivants :

Diamètre capsule céphalique (antéropostérieure) : Max : 300 μ
Min : 266 μ

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Fig. 19 : L'abdomen de la femelle (x 11).

Fig. 20 : L'abdomen du mâle (x 11).

Fig. 21 : L'armature génitale du mâle (x 30).

V : Valvule.

U : Uncus.

Pe: Penis.

Fig. 22 : L'armature génitale de la femelle (x 30).

Op : orifice de ponte.

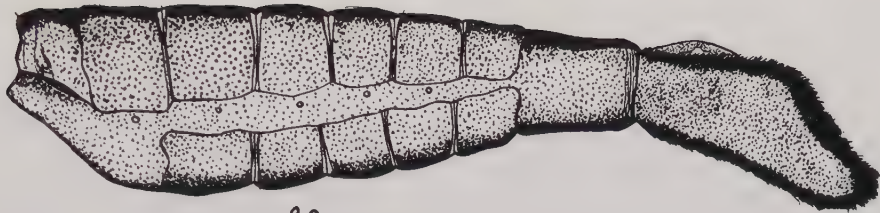
Pa : Papille anale.

8^eu : 8ème urite.

Oc : Orifice de copulation.



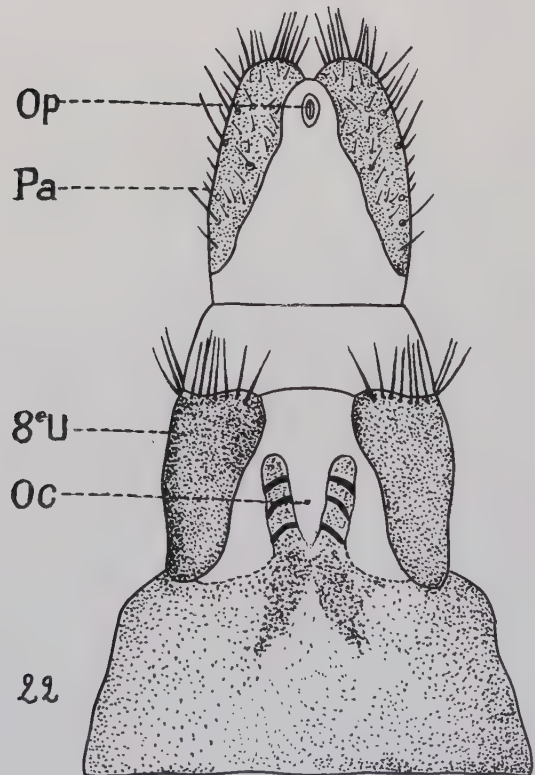
19



20



21



21

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Fig. 23 : L'oeuf (x 36).

Fig. 24 : Ornementation micropylaire de l'oeuf (fortement grossi).

P : Polygone.

r : rosette.

m : micropyle.

Co : Canalicule oblique.

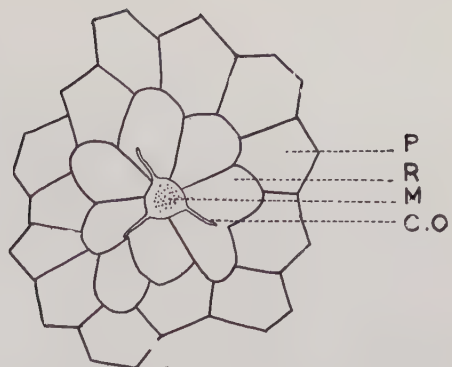
Fig. 25 : La chenille néonate (x 120).

Fig. 26 : Face dorsale de la capsule céphalique de la chenille
néonate (x 150).

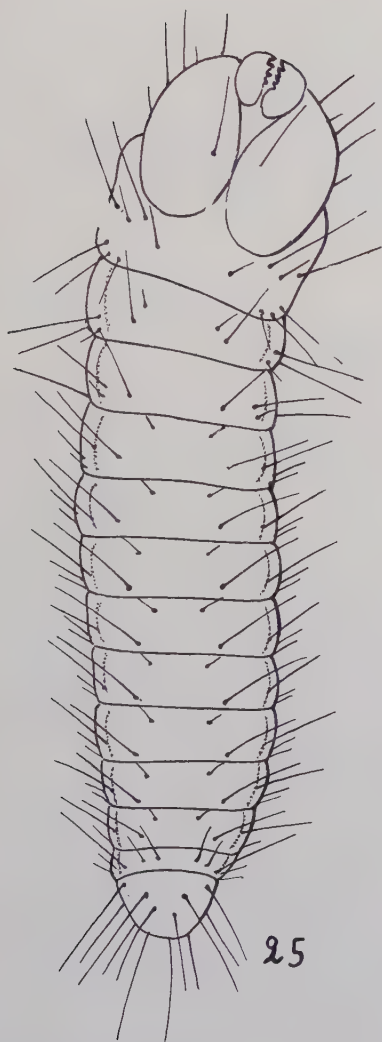
Fig. 27 : Face ventrale de la capsule céphalique de la chenille
néonate (x 150).



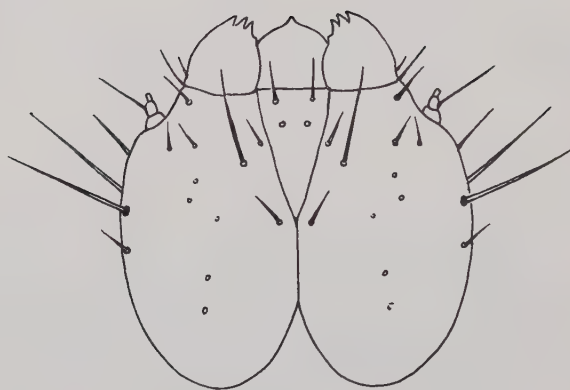
23



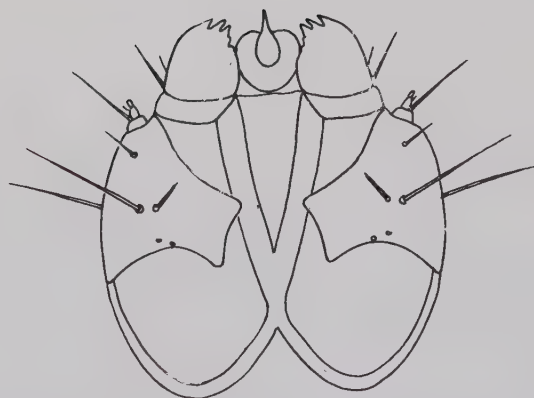
24



25



26



27

Largeur de la mandibule : 60 à 70 μ . Elle est composée de 5 dents distales qui peuvent être classées par ordre de grandeur de la façon suivante : Les deux plus grandes sont la 2ème et la 3ème, puis la première et enfin la 4ème et la 5ème. Les ocelles sont au nombre de 10 (cinq de chaque côté) ; ils sont situés dans la partie latéro-ventrale de la tête ; à l'éclosion ils sont d'abord d'un jaune très clair ; au fur et à mesure ils deviennent un peu foncés et très visibles.

Dimensions de la chenille néonate :

Longueur : Max. : 1,20 mm.
Min. : 1 mm.

Largeur moyenne : 0,33 mm.

Quelques heures après l'éclosion, la chenille néonate pèse 0,5 milligrammes (balance de précision électrique) ; elle possède des longs chètes d'un blanc jaunâtre.

Larve mûture :

La longueur varie de 20 à 22 mm ; la largeur est comprise entre 3 à 3,5 mm. La tête est de couleur ferrugineuse assez claire ; tout le corps est d'un blanc crémeux, plus ou moins intense suivant les exemplaires.

Le 10ème urotergite présente une coloration plus intense tendant vers l'ocre. Pattes ocracées avec des ongles de couleur fauve foncée : Uncini des pseudopattes ferrugineux clair.

Le corps (fig. 28) est composé de la tête, de 3 segments thoraciques et de 10 segments abdominaux. Sa largeur maximale se situe au niveau du 2ème segment thoracique, celle des quatre premiers urites est légèrement inférieure ; après ceux-ci, la largeur diminue graduellement jusqu'au 10ème segment.

9 paires de spiracles trachéens (une paire sur thorax et une paire à chacun des 8 premiers urites). La première paire de spiracles tra-

trachéens est plus grande que les 8 autres paires.

La tête - le crâne (fig. 29, 30) est subprognate à peu près aussi large que long; il est convexe sur la face dorsale et un peu plus plat sur la face ventrale; il est normalement invaginé de presque $1/3$ de sa longueur dans le prothorax (surtout au cours de la diapause), mais il est capable cependant d'une plus grande extroflexion. Marge latérale notablement convexe. Dorsalement, la suture néotopique se divise en 2 sutures divergentes qui atteignent la marge antérieure de l'épicrâne au voisinage de l'extrémité latérale du clypéus. Les apodènes épicaniales médianes forment une sorte de V à angle aigu. Ventralement, les 2 bandes de l'épicrane convergent en un point presque central de celui-ci. Le tentorium (fig. 31) est formé de 5 pièces : deux latéro-dorsales, plutôt longues, deux latéro-ventrales très courtes et une pièce transverse d'une longueur moyenne comprise entre celles des 2 précédents.

Les ocelles, au nombre de 12 (6 de chaque côté), sont disposés par couples. La tête est recouverte de soies de longueur variable, qui se voient sur la figure 29, 30) et de nombreux poils et formations placoides situées pour la plupart, sur la partie dorsale.

Les mandibules : (fig. 32 - A, B) sont robustes, plus longues que larges; elles mesurent 1 mm de longueur sur 0,7 mm de largeur et portent 5 dents distales. Les dents distales ne sont pas toutes de même longueur. Les plus grandes sont la 2ème et la 3ème; la 1ère est un peu plus petite; viennent ensuite la 4ème, puis la 5ème. Les mandibules sont d'une couleur brun foncé, les dents et un peu le bord distal d'un brun noirâtre, brillant. Sur la face externe sont insérées deux petites soies; la proximale est la plus longue ($1/3$ de plus que l'autre). Sur la face interne, la mandibule présente une concavité et diverses carènes qui partent de l'extrémité de chaque dent et s'interrompent près de l'extrémité proximale de la mandibule. La carène la plus courte est celle qui commence à l'extrémité de chacune des trois premières dents. La 2ème et la 3ème carène ont à peu près la même longueur.

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Chenille mâtûre :

Fig. 28 : Vue de profil (x 5).

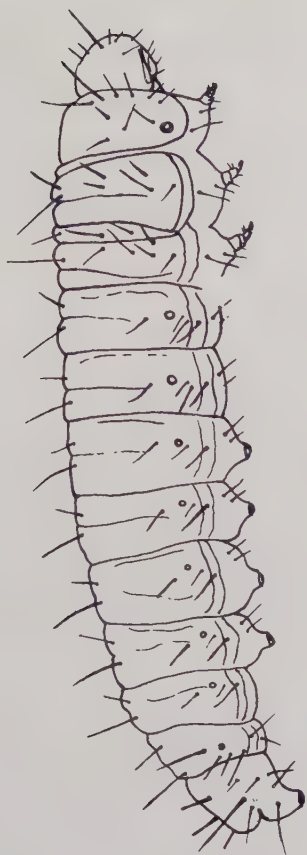
Fig. 29, 30 : Chaetotaxie de la face dorsale et ventrale de la
capsule céphalique (x 20).

Fig. 31 : Ocelles et Tentorium.

Fig. 32 : Mandibule (x 30).

A - Face externe.

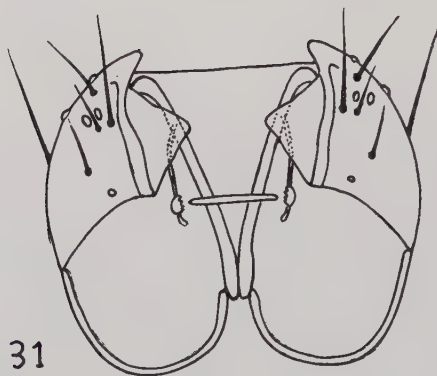
B - Face interne.



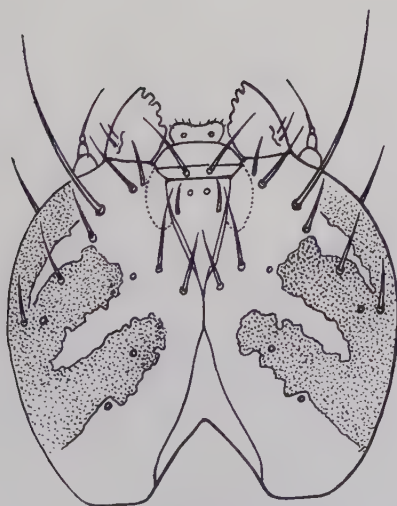
28



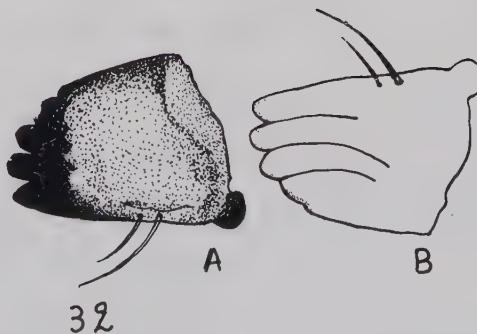
30



31



29



32

Antennes : (fig. 33) Les antennes sont constituées de 3 articles, le premier est deux fois plus long que large et il est invaginable presque totalement dans un collier membraneux. Le deuxième article, d'un tiers plus court que le précédent, est à peu près aussi large que long ; il porte sur la face externe une petite soie (à peu près 1,5 fois aussi longue que l'antenne entière).

- Longueur de l'antenne (sans soie) : 0,25 mm.

- Soie : 0,38 mm.

Deux petites soies et deux sensilles digitiformes assez grandes et un organe sensoriel placœide, sont localisés comme l'indique la figure 33. Le 3ème article, de dimensions assez inférieures à celles du second, porte une courte soie et une sensille digitiforme un peu moins longue que la longueur de l'article lui-même.

Labre supérieur : (fig. 34, 35) Plutôt réduit par rapport aux dimensions du crâne, transverse, à contours arrondis et à marge antérieure légèrement échancrée médianement. Dorsalement, son tégument paraît assez chitinisé. La surface dorsale (fig. 34) est couverte de 2 formations placœides localisées comme l'indique la figure et de 12 petites soies (6 de chaque côté). La surface ventrale (fig. 35) présente deux groupes antérieurs sublatéraux d'épines larges à la base et pointues à l'extrémité distale. Deux sensilles placœides antérieures et externes et deux submédianes et postérieures. Toute la face ventrale est couverte de très petites excroissances en forme d'épines dirigées obliquement vers l'arrière.

Maxilles : (fig. 36) Constitués par un cardo de la forme représentée par la figure ; d'un stipes partiellement sclérifié et pourvu de deux grandes soies ventrales, l'une presque latérale et l'autre sublatérale externe ; et d'un palpe maxillaires triarticulé.

Labre inférieur : (fig. 36) Le submentum est membraneux, avec deux plaques fortement sclérifiées près du cardo de la maxille ; il porte

en outre, 2 soies assez longues. Le basilabium, bien chitinisé, est muni d'une paire de minuscules soies médianes. Les palpes labiaux sont formés de deux articles et supportés par des palpigères membraneux ; le second est près de 4 fois la longueur du premier et porte distalement une longue soie. Entre les 2 palpes, au milieu d'une aire délimitée par une sorte de cornicle chitinisée, se trouve la papille séricipare.

Thorax : Le segment le plus large est le mésothorax et le plus long est le prothorax. Pour la chétotaxie, voir fig. 37.

Pattes thoraciques : (fig. 38) Nous décrivons seulement celle du prothorax : la hanche est très ample et munie de 6 petites soies distribuées comme le montre la figure. Le trochanter présente seulement une face chitinisée à la partie interne et est muni de deux sensilles placoides. Le fémur de forme tronconique (comme les articles qui le suivent), est plus large que long, légèrement chitinisé, et porte 2 soies sur la face ventrale. Le tibia, plus large que long et plus court que l'article précédent, possède 6 petites soies. Le tarse plus long que large, montre 4 petites soies, 2 sur la face externe et 2 sur la face interne. L'ongle est légèrement arqué et pointu.

L'abdomen : L'abdomen est constitué de 10 urites parmi lesquels les 8 premiers portent chacun, comme nous l'avons dit, une paire de spiracles trachéens ; les 3ème, 4ème, 5ème, 6ème et 10ème, portent chacun une paire de fausses pattes. La chaetotaxie des segments est indiquée par la figure 37. Les deux spiracles du 8ème urite ont une position un peu différente de celles qu'ils occupent sur les précédents segments ; ils sont ici situés légèrement sur la partie dorsale de l'urite (fig. 39).

Fausses pattes : Les fausses pattes sont toutes semblables entre elles et de forme subcylindrique, chez Dipsosphacia ichneumoniformis F. Les fausses pattes anales (fig. 40) sont dépourvues de crochets. La couronne de crochets est composée d'un nombre variable d'éléments sur les

exemplaires que nous avons examinés le nombre d'ongles est consigné dans les 2 tableaux suivants :

Fausses pattes	1 ^o ex.		2 ^o ex.		3 ^o ex.		4 ^o ex.		5 ^o ex.	
	g	d	g	d	g	d	g	d	g	d
I	16	14	13	13	17	19	21	17	18	20
II	14	14	14	10	15	22	20	21	18	19
III	11	13	10	11	18	20	24	19	18	18
IV	8	9	8	9	11	11	12	13	11	10
V	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Fausses pattes	6 ^o ex.		7 ^o ex.		8 ^o ex.		9 ^o ex.		10 ^o ex.	
	g	d	g	d	g	d	g	d	g	d
I	21	17	18	20	21	17	30	23	22	20
II	18	20	18	19	18	20	28	20	23	28
III	19	16	18	18	19	18	21	25	23	28
IV	14	13	14	11	14	13	18	16	16	18
V	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Le tube digestif de la chenille mûre : Le tube digestif (fig. 41) de la chenille D. ichneumoniformis F. s'étend en ligne droite, de la bouche à l'anus. On distingue 3 parties principales :

- 1 - Stomodéum,
- 2 - Mésenteron (intestin moyen)

3 - Proctodéum.

- 1/ Stomodéum : contient le bucco-pharynx et l'oesophage.
- 2/ Mésenteron : est toujours rempli des particules de la racine broyée, c'est le compartiment digestif.
- 3/ Proctodéum : c'est au début de cette partie du tube digestif que débouchent les tubes de MALPIGHI (au nombre de 6 : 3 de chaque côté).
Il est formé de 2 parties :
 - a) partie antérieure qui n'a pas un nom particulier.
 - b) partie postérieure que l'on appelle rectum.

Les deux parties antérieure et postérieure sont séparées par un rétrécissement appelé : valvule rectale.

Glandes séricigènes (filifères) : Les glandes séricigènes ayant le rôle de sécréter la soie ne sont que des glandes salivaires modifiées. Chez cette espèce, ce sont deux longs tubes repliés une seule fois sur eux-mêmes.

Longueur du corps en mm.	Longueur de la glande séricigène en mm.	Rapport entre la longueur de la glande et celle du corps.
20 - 22	30	1,5

Chaque glande filifère se compose de plusieurs parties qui ont des fonctions distinctes :

- 1/ La partie postérieure, étroite, destinée à sécréter la soie,
- 2/ La partie moyenne étant plus large, et que l'on appelle le réservoir,
- 3/ La partie antérieure de faible diamètre : le canal excréteur. Les deux canaux excréteurs reçoivent les deux conduits de deux petites glandes acineuses appelées : glandes de FILIPPI, avant de se réunir. Ces deux canaux excréteurs passent sous le Tentorium et entrent dans la capsule céphalique ; ensuite, ils se réunissent afin de for-

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

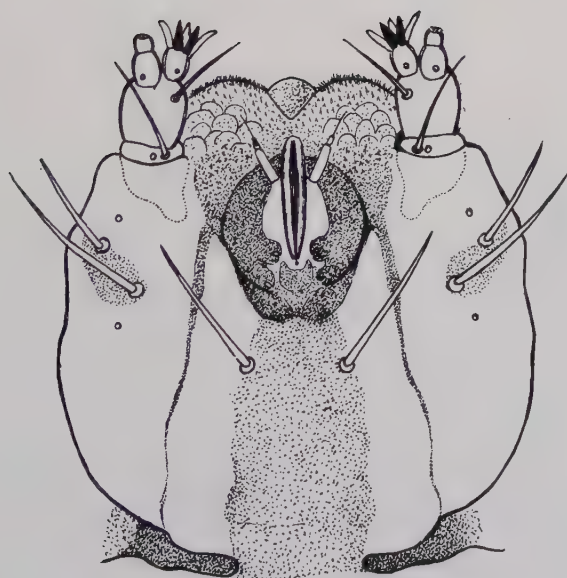
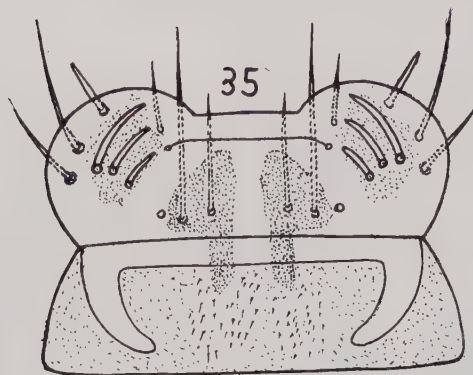
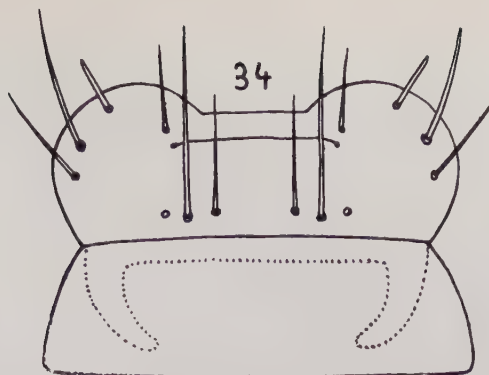
Chenille mûture :

=====

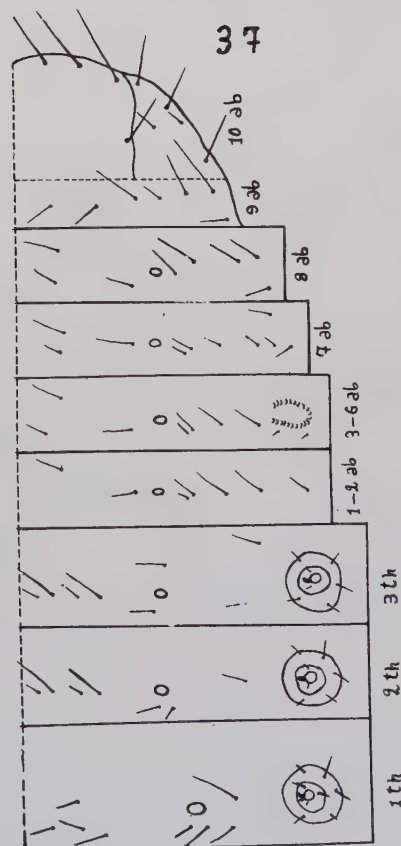
- Fig. 33 : L'antenne (x 152).
- Fig. 34, 35 : Face dorsale et ventrale du labre supérieur (x 70).
- Fig. 36 : Maxilles, labre inférieur (x 80).
- Fig. 37 : Chaetotaxie du corps.
- Fig. 38 : Patte thoracique (x 80).
- Fig. 39 : La disposition des spiracles trachéens sur le 8ème urite et la chaetotaxie de la partie dorsale des 4 derniers segments abdominaux.
- Fig. 40 : Fausses pattes anales et la chaetotaxie ventrale des 4 derniers segments abdominaux.
- Fig. 41 : Le tube digestif.
- gl = glande de FILIPPI
t = Tentorium
j = jabot
gs = glande sericigène
tM = tube de MALPIGHI
mes = mesenteron
p = proctodeum
a = rectum.
-



33



36



37

9e

10e

9e

8ab

7ab

6ab

5ab

4ab

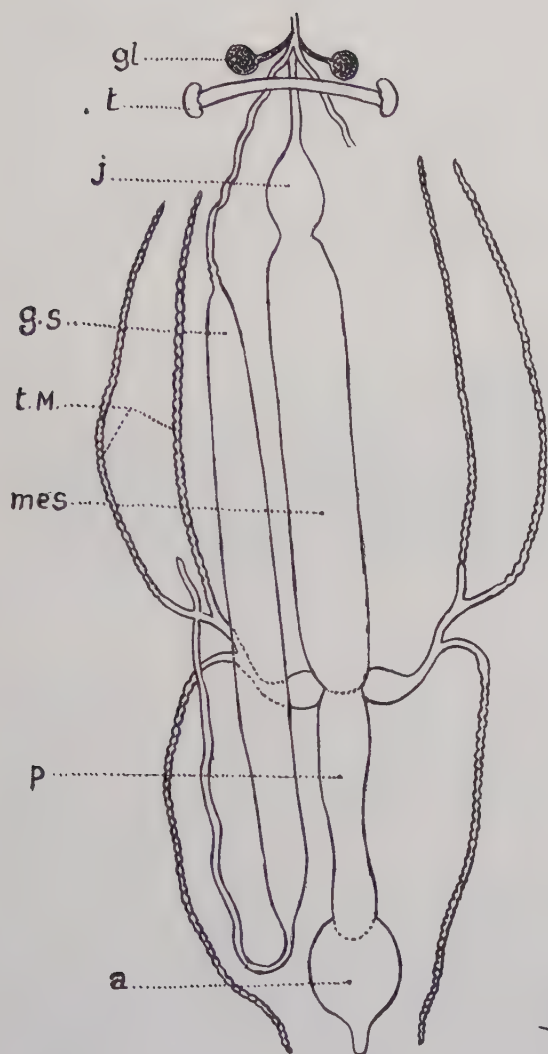
3-6ab

1-2ab

1th

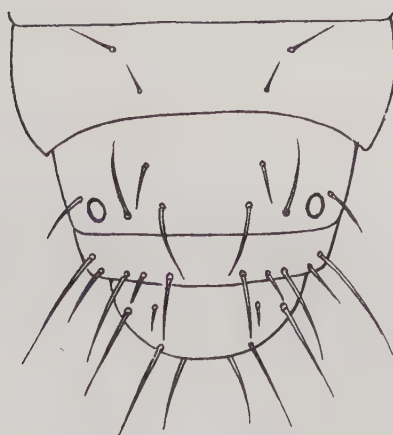
2th

3th

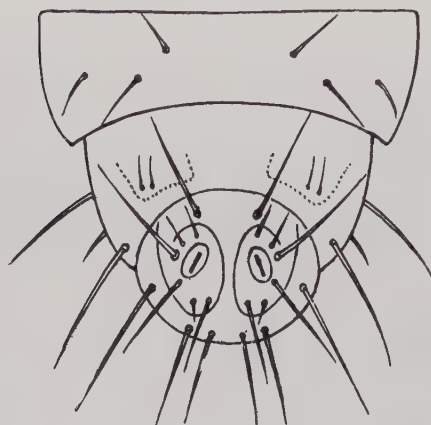


41

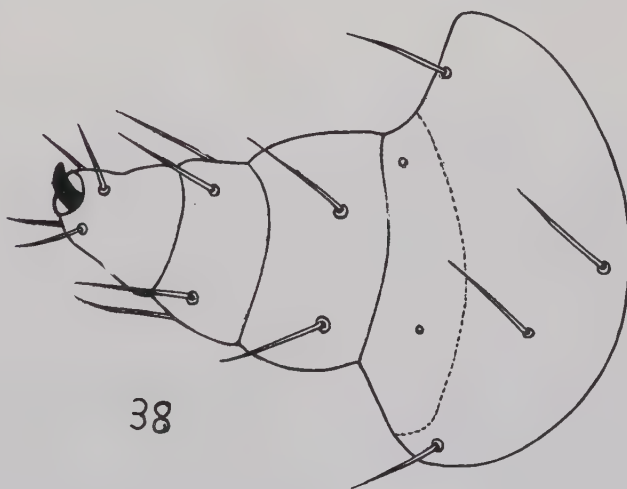
39



40



38



mer un canal commun. Celui-ci traverse un organe musculeux appelé : la presse et vient déboucher à l'extérieur par la filière située dans la partie inférieure de la bouche.

Chrysalide :

La chrysalide de D. ichneumoniformis F. mesure 14,5 à 18 mm. de longueur, et 3,5 mm de largeur maxima. Elle est d'une teinte ferrugineuse ocracée. Les dents des urotergites sont de couleur testacée. La forme de cette chrysalide est celle qui est représentée par la figure 42, 43.

La tête porte deux paires de petites soies courtes, une paire au-dessus des antennes insérées vers la base de celle-ci et une paire interoculaire. Le pronotum est glabre, le mésonotum porte une paire de soies submédianes ; le métanotum porte aussi une paire insérée comme sur le segment précédent.

Les 2ème, 3ème, 4ème, 5ème, 6ème et 7ème urites ont chacun 3 paires de soies, une médiane, une prestigmatique et une poststigmatique. Le 8ème en est complètement dépourvu. Le 9ème urite a des épines belles, grosses (en nombre réduit); sur chacune d'elle est insérée une soie (fig. 44).

Dans la région notopleurale des urites, on trouve une sorte de crête transversale antérieure, formée de proéminences pointues, bien chitinisées et dirigées vers l'arrière et un relief subpostérieur parallèle au premier avec des formations placoïdes de plus petites proportions.

La chrysalide de D. ichneumoniformis F. est du type dit "chrysalide incomplète". Dans ce type, les ailes et les appendices sont en grande partie libres. Elle est capable de se déplacer par les mouvements de l'abdomen et à l'aide de ses rangées d'épines.

Distinction chrysalide du mâle de celle de la femelle :

Pour étudier une partie de la biologie concernant l'accouplement et la ponte, nous étions obligés de séparer les chrysalides avant l'éclosion. Une différenciation des sexes est possible à ce stade grâce aux caractères suivants : le 7ème segment de la chrysalide mâle (fig. 45) porte deux rangées d'épines, tandis que celui de la femelle (fig. 46) n'en a qu'une seule.

Durée du développement de la chrysalide :

Durant le mois de juillet (1965), nous avons eu un abaissement de la température qui a pratiquement retardé le développement des chrysalides.

D'après nos observations à Montpellier, ce développement a une durée qui varie entre 22 et 29 jours. Celle-ci dépend avant tout de la température du milieu ; elle est plus élevée pour des chrysalides femelles que pour celles des mâles (dans une salle climatisée "T. 25°C. et 80 % H.R.", 18 jours pour la chrysalide de la femelle et 15 jours pour celle du mâle).

Date de la formation de la chrysalide en juin.	Date des éclosions en juillet	Durée de période en jours	Sexe
10	1	21	mâle
10	3	23	mâle
11	6	25	mâle
12	6	24	femelle
12	6	24	femelle
14	9	25	femelle
16	10	24	femelle
17	13	26	femelle
17	13	26	femelle
23	14	21	mâle
23	21	29	femelle
26	24	28	mâle

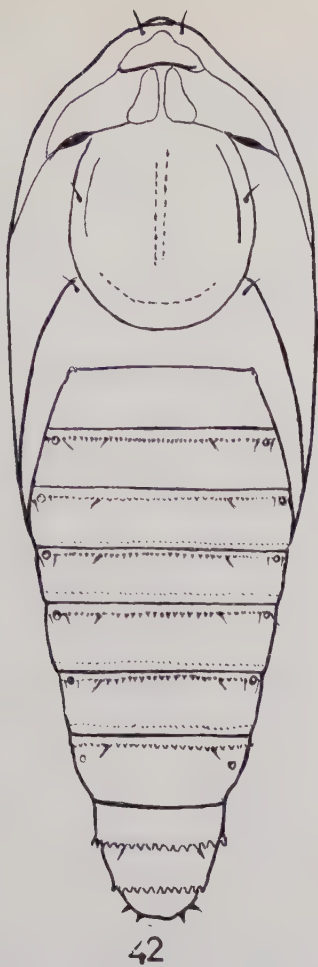
Tableau : Evolution des chrysalides (1965)

Légende des figures

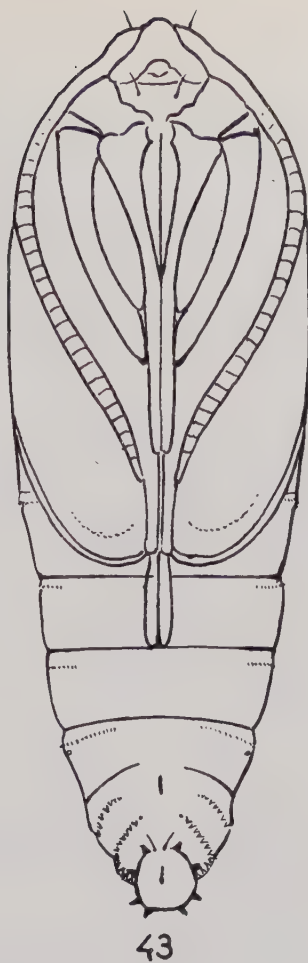
D. ichneumoniformis F.

La chrysalide

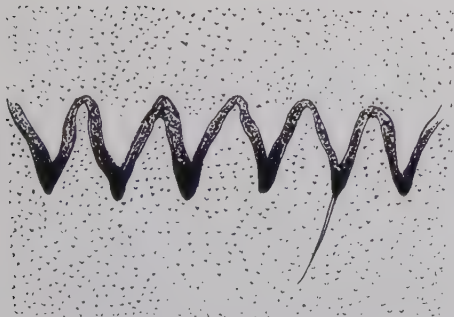
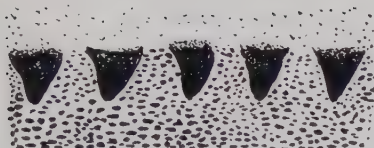
- Fig. 42, 43 : Face dorsale et ventrale (x 9).
Fig. 44 : Crêtes transversales existant sur les derniers
segments abdominaux.
Fig. 45 : La chrysalide mâle (x 7).
Fig. 46 : La chrysalide femelle (x 7).
-



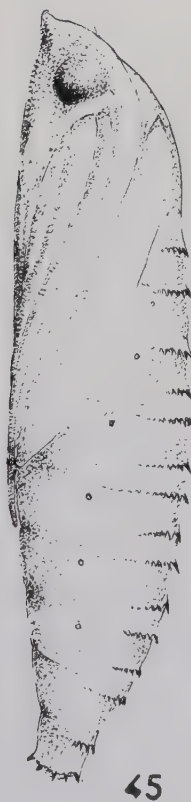
42



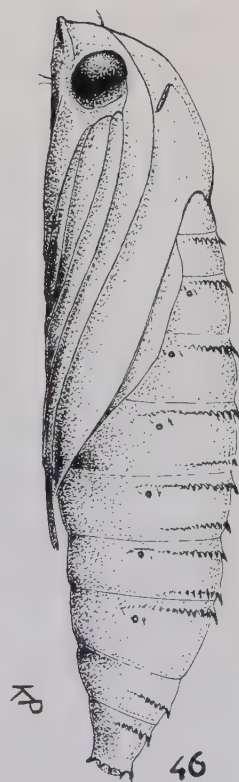
43



44



45



46

I I - A N A T O M I E D E L ' A D U L T E

Tube digestif :

Le tube digestif de D. ichneumoniformis F. (fig. 47) comprend les parties suivantes :

- 1/ Les glandes labiales qui se présentent sous la forme de deux tubes longs et de faible diamètre. Leur tracé est très sinueux.
- 2/ Le pharynx qui est un renflement de l'oesophage et fonctionne comme pompe alimentaire.
- 3/ Il est prolongé par un tube de diamètre constant qui se termine par un jabot. Celui-ci possède sur la partie dorsale un diverticule toujours rempli d'air. Les parois de ce diverticule sont très minces. Au cours de nos dissections, nous avons toujours pu observer cet organe qui, dans l'eau de notre cuve prenait la forme sphérique d'une bulle d'air.
- 4/ Le mesenteron, de forme irrégulière, fait suite au jabot. C'est un organe volumineux affectant la forme d'une carotte ; à sa partie postérieure aboutissent les tubes de MALPIGHI. Ceux-ci sont assez longs et moniliformes. Ils sont au nombre de trois de chaque côté. Deux d'entre eux confluent d'abord et le tronc commun reçoit le troisième.
- 5/ Le proctodeum qui fait suite se compose d'un tube assez court et étroit qui débouche dans une partie très dilatée vers le haut un véritable coecum, puis du rectum.

Appareil génital femelle :

Pour distinguer le type de l'appareil génital de la femelle, plusieurs dissections ont été effectuées par nous. Nous avons choisi une femelle 24 heures après son éclosion, l'abdomen bourré d'oeufs presque au même stade de développement. Ainsi, nous avons été obligés de préciser le moment à la dissection. Nous avons disséqué une chrysalide 4 jours

après sa formation et nous avons trouvé une grande quantité de tissus en hystolise noyés dans des amas de cellules de corps adipeux ; on distingue cependant un tube digestif vide et quelques tubes de Malpighi.

10 jours après sa formation, on voit dans la chrysalide apparaître nettement les tubes de Malpighi qui détachent comme des filaments jaunes sur le tube digestif ; celui-ci a une couleur rose.

Dans une chrysalide 15 jours après sa formation, c'est-à-dire une chrysalide qui est sur le point d'éclore, où les écailles de l'adulte apparaissent, à ce moment là, les gaines ovariques ne sont pas très développées et c'est le meilleur moment pour la dissection de l'appareil génital de la femelle. Plus tard, les autres organes de cet appareil regressent et on aperçoit seulement les gaines ovariques qui sont très développées.

Chez D. ichneumoniformis F., l'appareil génital (fig. 48) est du type ditrysien. On distingue deux orifices génitaux distincts l'un de l'autre mais situés sur deux segments différents :

- 1/ Orifice de ponte sur le 9ème segment abdominal,
- 2/ Orifice de copulation situé ventralement sur le 8ème segment abdominal.

Chaque ovaire comprend 4 ovarioles (gaines ovariques) ; ces dernières, en se réunissant, forment un oviducte commun présentant une partie plus ou moins élargie que l'on appelle : Vestibulum, suivi d'une partie terminale : Vagin. Les annexes de cet appareil sont :

- La bourse copulatrice dont la paroi est très mince et de couleur orangée. Elle affecte la forme d'une massue portant en son milieu un étranglement. De la mi-longueur part un tube de faible diamètre qui rejoint le vagin.
- A la même hauteur dans le vagin, s'ouvre ductus receptaculi qui mène au réceptacle séminal. Celui-ci est précédé d'une dilatation ou utricule

qui reçoit les sécrétions d'une glande annexe filiforme.

- Deux glandes annexes déversent aussi leurs sécrétions dans le vagin. Ce sont les glandes collétriennes; elles sont constituées par un tube long et mince qui débouche dans un réservoir ovoïde. Ces deux réservoirs confluent avant d'atteindre le vagin.

Appareil génital mâle :

La dissection peut s'effectuer immédiatement après l'éclosion ou quelques jours plus tard. D'après une dissection faite au laboratoire nous avons pu décrire cet appareil (fig. 49). Chez cette espèce, les follicules testiculaires sont soudés en un organe unique, impair, situé dans le plan médian, au-dessus du tube digestif. La fusion des testicules est complète, sans aucune trace de l'étranglement médian. La masse testiculaire a une couleur jaune citron et est d'une forme ovoïde mesurant 1 à 1,5 mm de longueur. De part et d'autre de cette masse sortent deux canaux déférents qui ont la forme curieuse représentée par le dessin. Chacun d'eux reçoit les sécrétions d'une glande accessoire, puis ils se réunissent pour donner un canal éjaculateur long et mince.

Le système nerveux :

Le système nerveux central imaginal (fig. 50) est composé des parties suivantes :

Le cerveau d'un blanc violet avec 3 divisions distinctes.

Le collier peri-oesophagien est court et laisse passer l'oesophage.

Au-dessous de ce dernier, on observe le ganglion sous-oesophagien.

Les trois ganglions thoraciques sont bien développés et visibles.

Seuls, les connectifs reliant le ganglion pro et mesothoracique sont séparés ; ceux des ganglions abdominaux sont inclus dans une gaine commune.

Les ganglions abdominaux sont au nombre de 4, de dimensions réduites par rapport aux thoraciques. Le dernier ganglion abdominal est plus volumineux que les autres et présente une forme elliptique.

Légende des figures

Dipsosphesia ichneumoniformis F.

Anatomie de l'adulte
=====

Fig. 47 : Le tube digestif :

ph : pharynx	dj : diverticule du jabot
oe : oesophage	mes : mesenteron
gs : glande salivaire	tM : tube de MALPIGHI(1)
I : intestin grêle	gl : gros intestin
r : rectum.	

Fig. 48 : Appareil génital de la femelle :

go : gaine ovarique	V : vagin
res : réceptacle séminal	cc : canal copulateur
gl : glande de réceptacle séminal	oc : orifice de copulation
ov : oviducte	op : orifice de ponte
u : utricule	r : rectum
bc : bourse copulatrice	rs : réservoir
gl : glande collétrique	

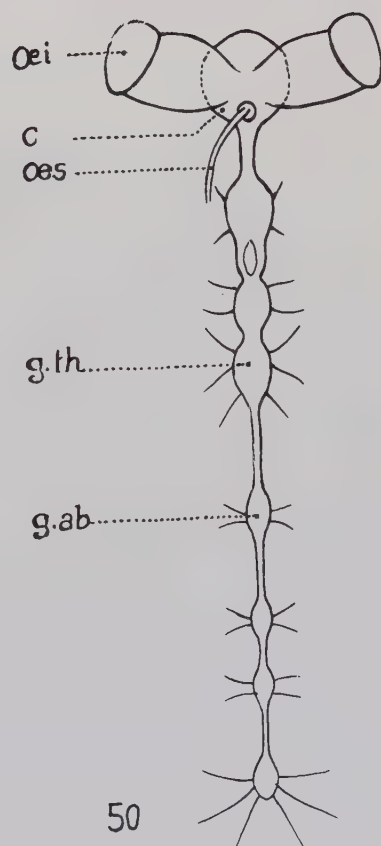
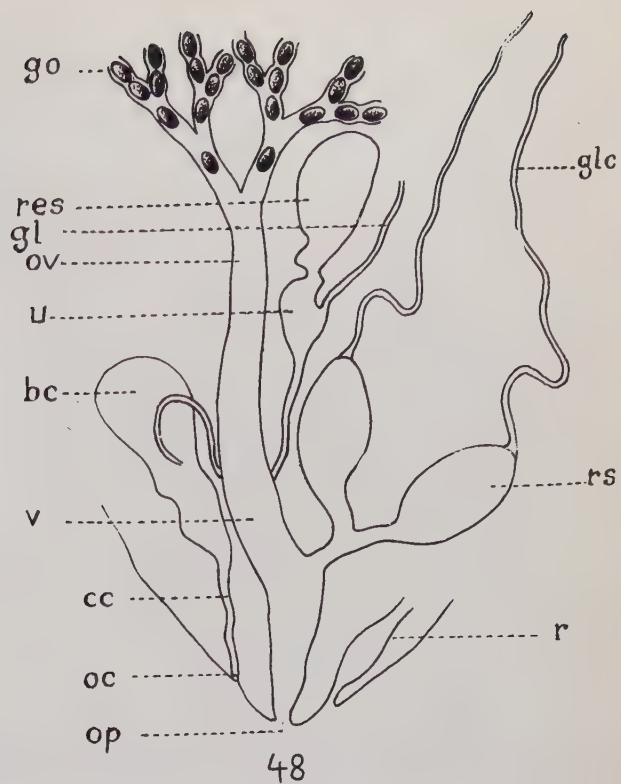
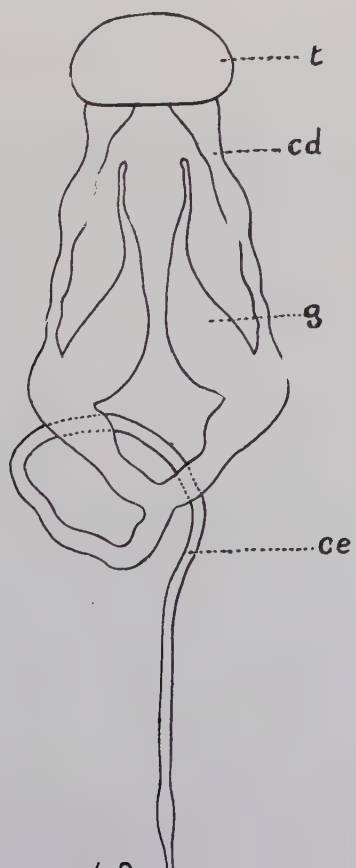
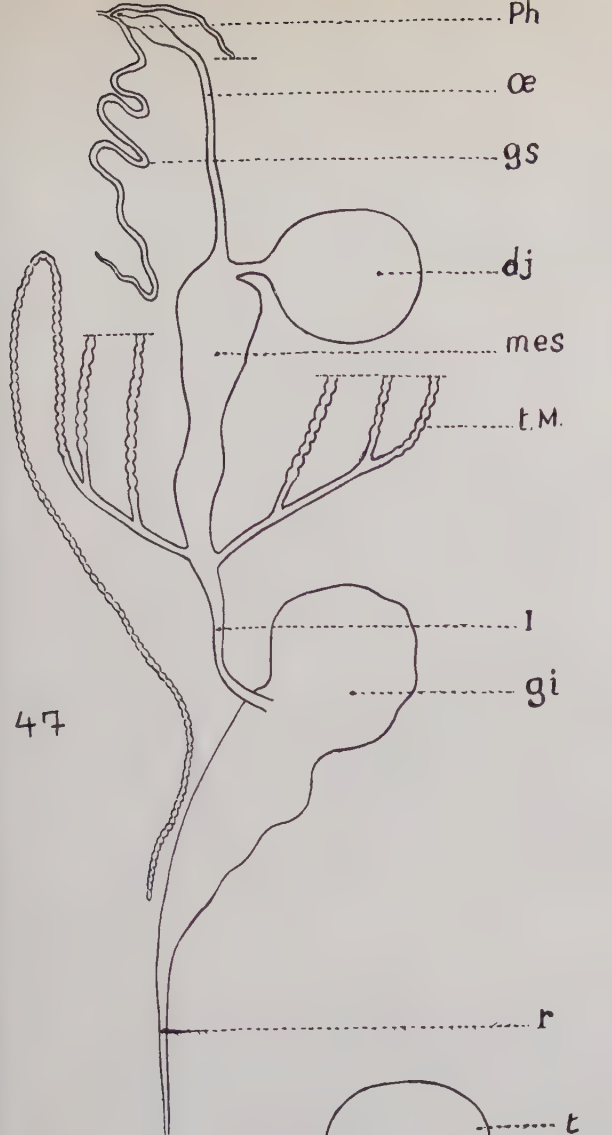
Fig. 49 : Appareil génital du mâle :

t : la masse testiculaire	g : glande accessoire
cd : canal déférent	ce : canal éjaculateur

Fig. 50 : Le système nerveux central de l'imago :

oei : oeil	g. th : ganglion thoracique
c : cerveau	g. ab : ganglion abdominal
oes : oesophage	

(1) Pour éviter la complication du dessin, nous avons coupé les autres tubes de MALPIGHI.



III - B I O L O G I E

A - LA PONTE

Ponte en captivité :

Au cours de l'hiver, nous avons récolté un nombre considérable de chenilles à différents stades et les avons placés dans une salle climatisée (T. 25°C. et 80 % H.R.). Dès le 13 mars 1965, nous avons eu des éclosions.

La femelle fécondée commence à pondre 20 minutes plus tard, sur les folioles du Sainfoin et même sur le papier buvard. Pour obtenir un nombre considérable de ces oeufs, nous avons utilisé des lampes électriques (à filament de carbone). Les femelles ainsi soumises à une température et à un éclairage convenables ont pondu d'une manière satisfaisante.

Nous avons essayé d'expérimenter afin de montrer l'influence de la température et de l'éclairage sur l'abondance des pontes. Les résultats de ces recherches sont consignés dans le tableau suivant :

Absence de la lumière			Présence de la lumière		
n°	Température	Oeufs déposés dans une période de 24 hs par 0	n°	Température	Oeufs déposés dans une période de 24 hs par 0
1	26°C.	8	1	26°C.	20
2	22°C.	12	2	22°C.	30
3	20°C.	10	3	20°C.	27
4	16°C.	6	4	16°C.	12
5	14°C.	4	5	14°C.	10

Les conclusions suivantes peuvent être dégagées aisément :

- A température égale, les femelles éclairées pondent beaucoup plus que celles qui sont à l'obscurité.
- L'optimum de température, dans les deux cas, se situe aux environs de 22°C.

En captivité (salle climatisée), les femelles ne déposent pas assez d'oeufs. Les premiers jours, le nombre des oeufs pondus est supérieur à celui des jours suivants. Ces expériences ont été effectuées sur les femelles fécondées. Les femelles non fécondées aussi peuvent déposer leurs oeufs. D'après nos observations au laboratoire, ces individus pondent très peu et vont mourir tandis que leur abdomen est encore bourré d'oeufs.

La ponte dans les conditions naturelles :

Dans la nature, selon de nombreuses observations faites par nous, la femelle commence à pondre 20 minutes après l'accouplement. Elle dépose un seul oeuf, ou en groupe de 2 à 3 et rarement 4 oeufs l'un à côté de l'autre. Au cours d'une journée, nous avons compté les pontes d'une femelle engagée sur un pied de Sainfoin de notre champ d'expériences : 28 oeufs en tout ont été déposés.

Dans la nature, la ponte est très échelonnée. A notre connaissance, elle dure de 45 à 60 jours et elle dépend avant tout des conditions climatiques.

Modalité de la ponte :

Au moment où la femelle va déposer son oeuf, on note des vibrations très remarquables de l'ovipositeur (invaginations et évaginations successives et rapides). L'oeuf traverse lentement et avec quelques arrêts le canal de l'ovipositeur ; il est enduit d'une sécrétion limpide et collante. Celle-ci se durcira à l'air et assurera la fixation de l'oeuf sur les parties aériennes de la plante.

Déposition des oeufs :

Les oeufs sont pondus sur la face inférieure ou supérieure des folioles, sur les jeunes rameaux, bourgeons terminaux, pétioles, épis floraux (même sur les fleurs), sur le collet de la plante, sur les graminées sauvages autour du pied du Sainfoin et sur le reste des tiges desséchées des dernières coupes de Sainfoin. La majorité des oeufs pondus sont situés vers les parties basales de la plante, vers le collet.

B - LA FECONDITE

Dissection de la femelle :

Dans le but d'avoir une idée sur le nombre d'oeufs qui peuvent se développer dans les gaines ovariques d'une femelle, nous avons effectué plusieurs dissections. Deux jours après l'éclosion de la chrysalide, l'abdomen de la femelle était bourré d'oeufs. Ils étaient tous au même stade de développement. Le sujet disséqué contenait 450 oeufs dans ses gaines ovariques. Pour d'autres femelles, ce nombre variait de 350 à 500.

Il était intéressant de savoir si tous ces oeufs étaient émis par la femelle. Des dissections de papillons à ailes fripées, donc de sujets qui, volant depuis longtemps avaient pu pondre tous leurs oeufs, ont été très instructives. En effet, les moyennes effectuées ont montré qu'il ne reste guère que 20 à 30 oeufs dans les gaines ovariques de ces femelles. On peut donc affirmer que les Sésies du Sainfoin pondent la plupart de leurs oeufs ; leur fécondité est donc considérable et ce fait explique leur pullulation dans notre région et, par suite, l'importance des dégâts infligés par ces insectes.

C - INCUBATION

Température de seuil :

D'après nos expériences, la température de seuil pour cette espèce a été de 12°C. Au-dessous de celle-ci, le développement embryonnaire s'arrête.

Influence de la température sur la durée d'incubation :

De nombreuses expériences ont été faites à ce sujet et les chiffres obtenus nous ont permis d'établir le tableau ci-dessous :

Température en degrés centigrades	30	26	25	20	18	16	14 - 12
Durée d'incubation en jours	9	12	14	19 - 21	28	47	50 - 60

Les résultats obtenus répartis sur des axes coordonnées permettent de tracer une courbe très voisine de l'hyperbole classique donnée déjà par de nombreux auteurs pour la relation entre la durée d'incubation et la température, soit $(T - C) t = cte$, dans laquelle t est la durée du développement, T la température à incubation considérée et C la température de seuil.

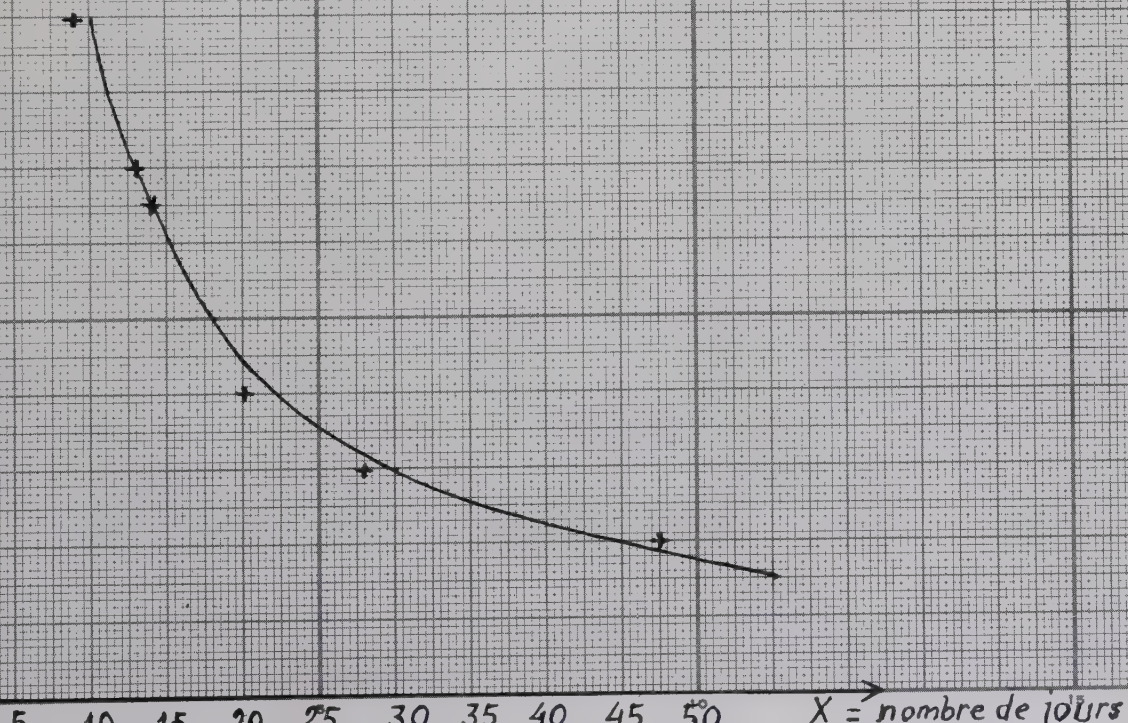
D - L'ECLOSION

D'une façon générale, chez les Aegeridae, le chorion de l'oeuf est d'un brun foncé ; quelques heures avant l'éclosion, le microphyle par où la jeune chenille doit percer devient d'une couleur brune assez claire ; à ce moment là, on peut à la loupe binoculaire apercevoir à l'intérieur de l'oeuf la tête de la larve qui bouge et qui, grâce à ses mandibules, attaque le chorion de l'oeuf.

Courbe de l'influence de la température sur la durée d'incubation de
l'oeuf.

*

* *



Finalement, elle arrive à faire dans le chorion un trou qu'elle élargit au fur et à mesure à l'aide de ses mandibules.

A un fort grossissement, nous avons suivi les mouvements de la chenille : d'abord, elle incise le chorion, ensuite, à l'aide de la tête, elle le pousse vers l'extérieur. La jeune chenille arrive à percer le chorion en 2 heures. Au cours de ce travail, elle se repose de temps en temps ; après le dernier repos qui dure environ 15 minutes, elle sort de l'oeuf.

La chenille ne dévore jamais le chorion, même en faisant un trou de sortie. D'après nos observations, l'éclosion s'effectue surtout le matin et le soir.

E - COMMENT LA CHENILLE NEONATE PENETRE DANS LA PLANTE

Au laboratoire nous avons effectué l'essai suivant :

Nous avons choisi des racines fraîches de Sainfoin (jeune plante contenant tous les organes), nous avons mis quelques chenilles néonates sur la racine et nous les avons suivies sous la loupe binoculaire. D'abord, elles errent pendant quelque temps ; elles vont ensuite chercher les blessures ou les petites fissures existant sur la racine. C'est là qu'elles commencent à percer pour pénétrer à l'intérieur de la racine. Cette période dure environ 2 heures et, dans certains cas, jusqu'à 4 heures. Une fois que la chenille est à l'intérieur de la racine, elle ferme l'orifice par lequel elle a pénétré dans la plante au moyen de ses déjections et des débris de forage du trou.

A la recherche des chenilles néonates dans la nature, nous avons découvert un autre processus de pénétration de la jeune chenille à l'intérieur de la plante : Au collet du Sainfoin, on observe souvent des petits bourgeons qui vont pousser et qui sont en relation avec la racine principale ; ces bourgeons donnent naissance à des tiges. Les

larves néonates pénètrent à l'intérieur de ces bourgeons et y vivent jusqu'à la fin du premier stade larvaire, puis passent ensuite dans le collet.

F - LA VIE LARVAIRE

Le temps compris entre l'apparition de la chenille néonate jusqu'à la formation de la chrysalide au laboratoire a été de 5 à 6 mois. Cette durée dans la nature peut se prolonger jusqu'à 9 et 10 mois.

Les chenilles néonates sont très actives et ont un développement rapide. Elles se nourrissent abondamment ; en un mois elles gagnent 5 mm de longueur ; à ce moment là, elles muent.

Le deuxième stade larvaire débute fin septembre. En novembre on peut observer des chenilles au 3ème stade ; mi-décembre et janvier, les chenilles entrent en diapause dans un cocon brunâtre ; elles ne se nourrissent évidemment pas. Au début de février, elles reprennent leur activité ; à cette époque on trouve des chenilles au 4ème stade larvaire ; mi-mars, 5ème stade et fin avril 6ème stade. A Montpellier (1965), les premières larves mûres se transforment en chrysalide au début de juin. Ces dates sont évidemment variables selon les conditions atmosphériques. En 1966, les premières chrysalides furent observées dans la deuxième décade de mai.

a) Mûe larvaire :

Quelques heures avant que la chenille mûe, on peut observer que la capsule déphalique paraît un peu plus allongée qu'à l'ordinaire, d'une forme ovoïde. Au laboratoire (18-20°C.), la mûe larvaire dure 5 à 6 heures. Après la chute de la capsule céphalique, la tête de la chenille est d'une couleur blanchâtre, même couleur pour le reste du corps.

Dorsalement sur le premier segment thoracique on voit à

peine les deux taches cervicales.

Les mandibules sont d'une couleur brun foncé. 3 heures après la mûe, le bord de la capsule céphalique devient brun et la chenille quitte au fur et à mesure le vieux tégument. C'est à ce moment qu'elle reprend son activité et recommence à se nourrir.

Dernière mûe larvaire - Formation de la chrysalide :

La chenille D. ichneumoniformis F. au terme de sa croissance reste 3 jours immobile (température : 18-20°C.), sans se nourrir. Le 4ème jour, la capsule céphalique va se fendre antérieurement et on voit apparaître la chrysalide.

Elle est d'abord blanchâtre (sauf les ceintures d'épines ayant une bordure d'une couleur fauve). 4 jours plus tard, elle prend une couleur jaune foncé. A ce stade, on peut voir par transparence les ébauches des ailes ; 18 jours plus tard, dans une salle climatisée à 25°C et 80 % H.R., la chrysalide qui est sur le point d'éclore, prend une coloration noirâtre à cause du développement des écailles noires qui sont visibles à travers la chitine de la dépouille nymphale.

b) Elevage en milieu artificiel

L'élevage dans les tubes de 5 cm de longueur a rarement pu être mené à bien car il est le plus souvent envahi par les moisissures tandis que, au contraire, dans les petites boîtes plates en polystyrène, nous avons pu suivre le cycle et les stades larvaires. Les chenilles s'y nourrissent très bien et parviennent presque toujours au terme de leur évolution. D'abord, elles commencent à tisser une toile très mince soyeuse, ronde (on dirait qu'elle prépare un couvercle pour la boîte). Les déjections y sont toujours déposées.

La chenille plus âgée (4ème stade) fait d'abord une galerie ronde, qu'elle commence ensuite à manger. Avant la dernière mûe larvaire,

elle construit un cocon pour se transformer en chrysalide.

Nous avons essayé de mettre deux chenilles au même stade larvaire dans une boîte. Les chenilles ont tendance au cannibalisme comme dans la nature, par exemple : dans les gros pieds (contenant 4-6 chenilles) celles qui se rencontrent dans les galeries contigües vont se battre et se déchirer.

Construction du cocon :

Dans le milieu artificiel comme dans la nature, la chenille construit un cocon provisoire avant de mûr.

Dans la nature, le cocon est formé des sécrétions soyeuses entremêlées avec un liquide brunâtre qui existe dans le tube digestif de la chenille, ce qui donne une couleur brune à ce cocon.

Au laboratoire, la chenille mûre, avant de se transformer en chrysalide, commence à construire un cocon soyeux, blanchâtre dans le milieu artificiel. Elle ferme ensuite l'ouverture de ce cocon avec une toile à tissage lâche. Au-dessous, il est fermé par une autre couche soyeuse et transparente.

Nous avons obtenu de belles chrysalides dans le milieu artificiel; 4 à 5 jours après leur formation il faut les transporter dans des boîtes plus grandes (les petites boîtes plates en polystyrène qui ont servi à l'élevage de la chenille sont en effet beaucoup trop petites). A l'éclosion, l'adulte a ainsi un espace suffisant pour l'expansion et le durcissement de ses ailes.

G - DIAPAUSE

Premier travail effectué par nous lors de l'étude de la biologie de cette espèce. En octobre 1964, nous avons arraché des racines de Sainfoin contenant des cécidies et à l'intérieur de chacune il y

avait une ou deux chenilles qui étaient plus ou moins âgées.

Pendant 3 mois, nous les avons mises en élevage dans une salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.). Les chenilles se sont développées normalement puis, à la fin de leur 6ème stade, elles ont cessé de se nourrir. 3 jours plus tard (première décade de janvier), nous avons obtenu la chrysalide et dans la même salle 18 jours plus tard, l'éclosion de l'adulte.

Cette expérience montre donc que chez cette espèce, la diapause n'existe pas. Ce sont seulement les conditions de milieu qui déterminent un état de quiescence d'où l'insecte sort lorsque celles-ci deviennent plus favorables.

H - ECLOSION DE L'ADULTE

Dans la nature, les chrysalides se forment dans les cocons et ces derniers sont tissés à l'intérieur des racines. Au moment de l'éclosion, la chrysalide progresse à l'aide de ses ceintures d'épines, perce son cocon, sort de la cécidie et passe dans le sol où elle chemine horizontalement d'abord, pour venir faire surface à quelques centimètres de l'axe de la tige. Elle émerge de la moitié de sa longueur et c'est dans cette position qu'a lieu l'éclosion suivant un processus classique chez les lépidoptères ; on trouve fréquemment, autour des pieds attaqués, ces exuvies nymphales piquées dans le sol.

Au laboratoire, une chrysalide qui est sur le point d'éclore s'agite un peu et courbe plusieurs fois son abdomen en un mouvement de balancier. On peut voir par transparence les mouvements du papillon déjà formé. L'éclosion a lieu au début ou à la fin du jour. Après l'éclosion, le mâle progresse sur les branches afin de permettre l'expansion des ailes (6 minutes) ; celles-ci sont d'abord l'une sur l'autre, puis une demi-minute plus tard s'écartent un peu.

Graphique : 1-4 indiquant la température du sol (champs) aux profondeurs suivantes : 0,05 m - 0,10 m - 0,20 m.

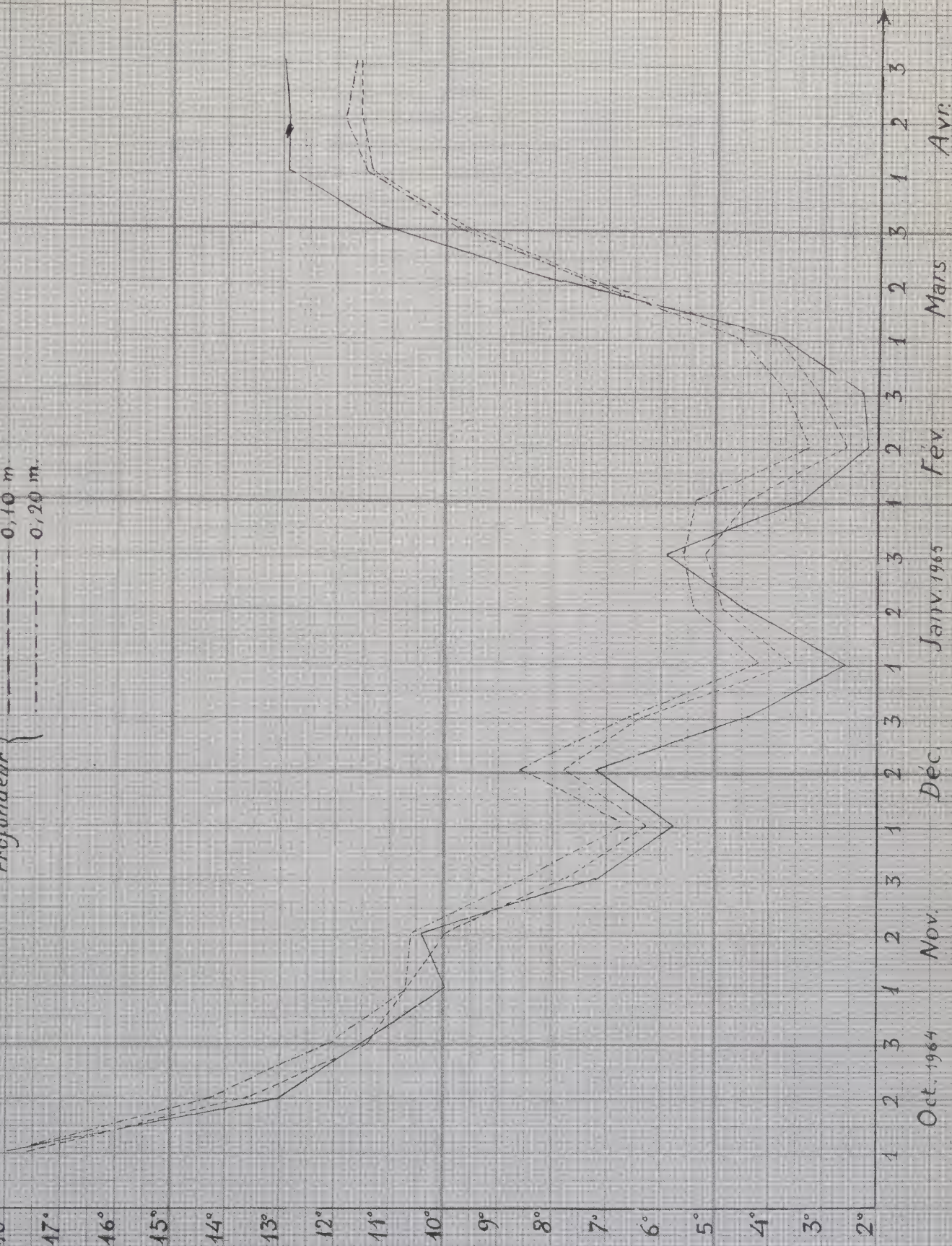
°C

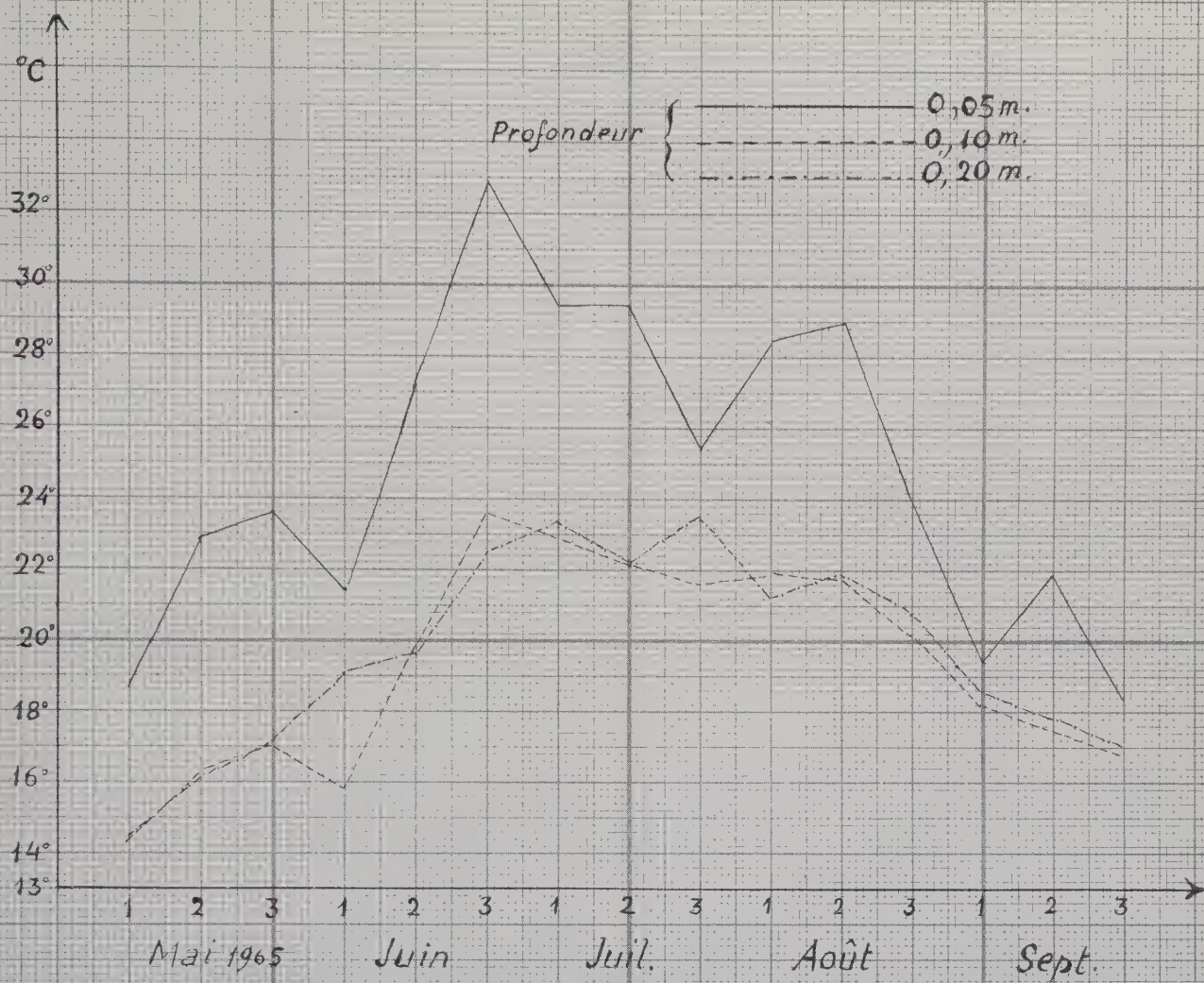
Profondeur {

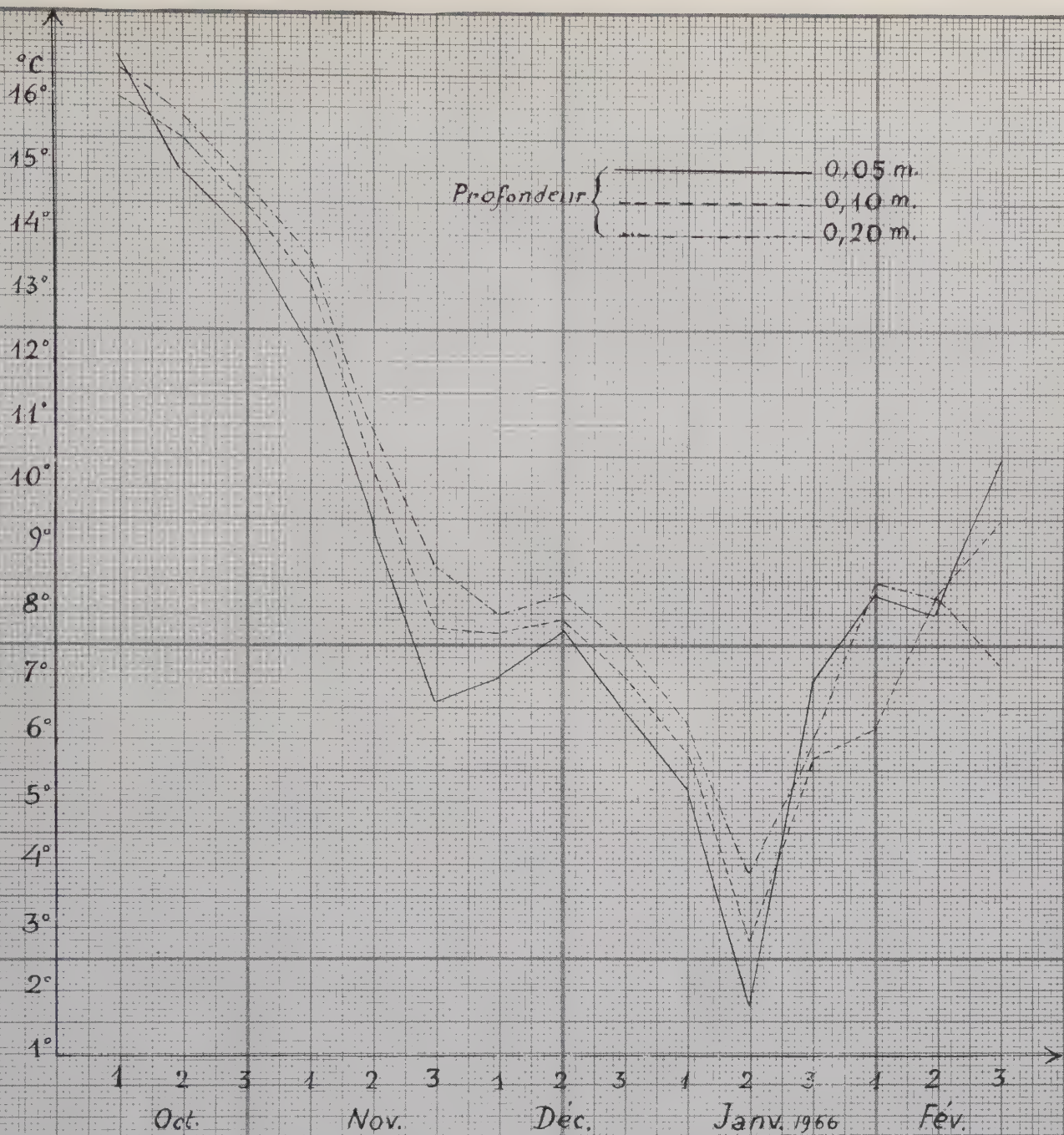
— 0,05 m.

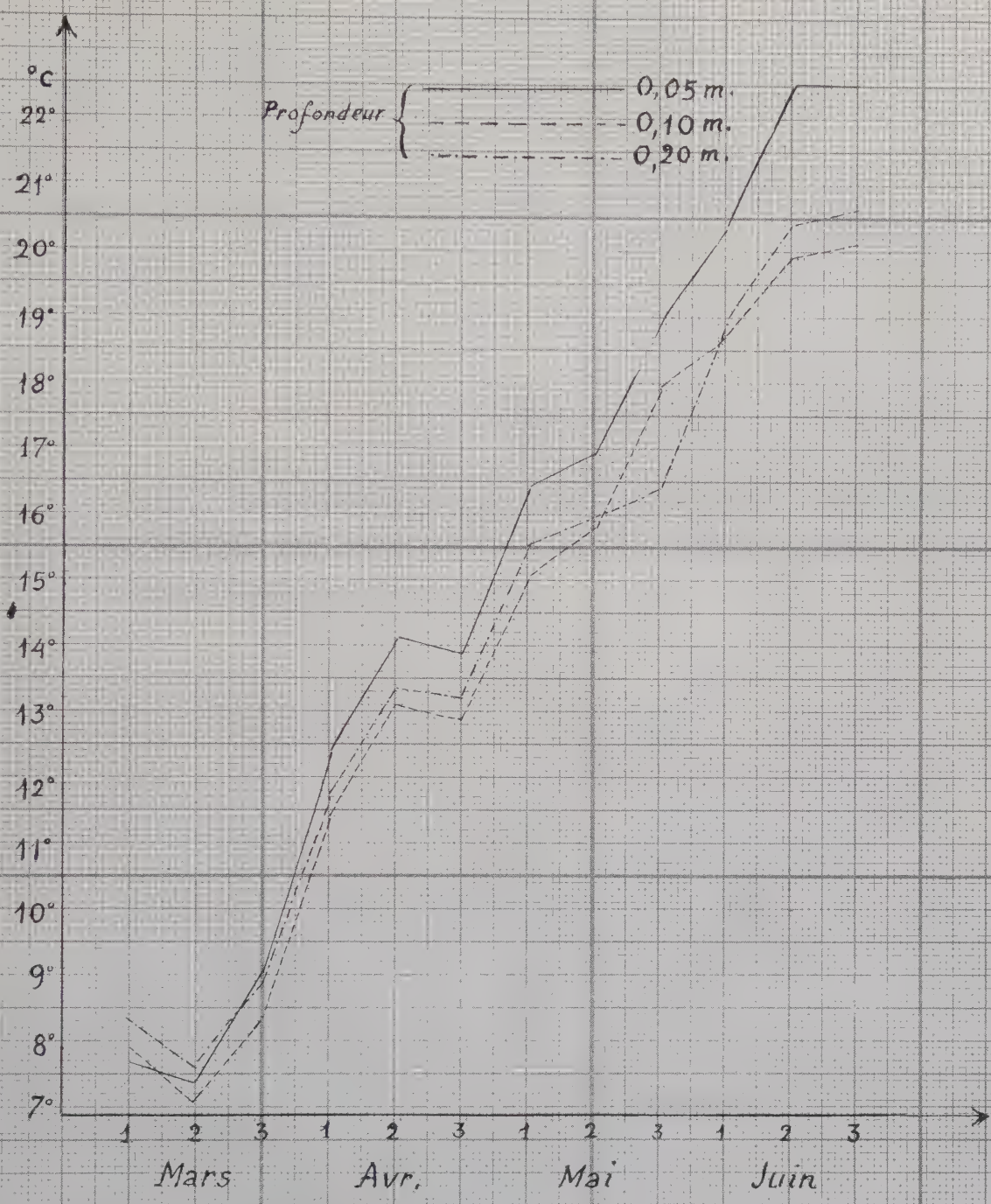
- - - 0,10 m.

- · - · - 0,20 m.









Les ailes, peu après l'éclosion, ont une longueur qui est les $\frac{2}{3}$ de la longueur normale. $\frac{1}{2}$ heure après, le mâle place la 3ème paire de pattes le long de l'abdomen ; cela dure 20 minutes environ.

L'éclosion se déroule à peu près de la même façon chez la femelle. Le papillon quitte son exuvie nymphale et 4 minutes après, commence l'expansion des ailes qui dure 5 minutes environ. 15 minutes après, le papillon prend sa position normale.

K - CYCLE EVOLUTIF

Les observations faites en plein champ nous permettent de préciser le cycle évolutif (fig. 51) de la Sésie du Sainfoin dans la région du Languedoc méditerranéen.

L'insecte hiverne à l'état de chenille immâtre à l'intérieur des racines ; il s'agit de chenilles de couleur blanc-crème, mesurant 7 à 18 mm de longueur (du 2^e - début 5^e stade larvaire). Elles sont entourées d'un amas de sciure et de déchets provenant de l'activité estivale et automnale qui a précédé l'entrée en hibernation de l'insecte.

A la fin du mois de mars (selon les conditions climatiques), après la quiescence hivernale, la chenille reprend son activité et continue à se développer. Dès la première décade de mai (1965), les chenilles mûres vont construire d'abord leur logette de métamorphose en creusant une cavité à côté de la galerie jusqu'au niveau de l'écorce de la racine. Elles percent complètement ce dernier diaphragme, elles y accumulent provisoirement des déchets agglomérés à l'aide d'un tissage soyeux qui tapisse la logette de nymphose.

A la fin du mois de mai, 20 % environ des chenilles se transforment en chrysalides et 20 jours après 70 %.

La nymphose est de longue durée. La sortie des papillons peut

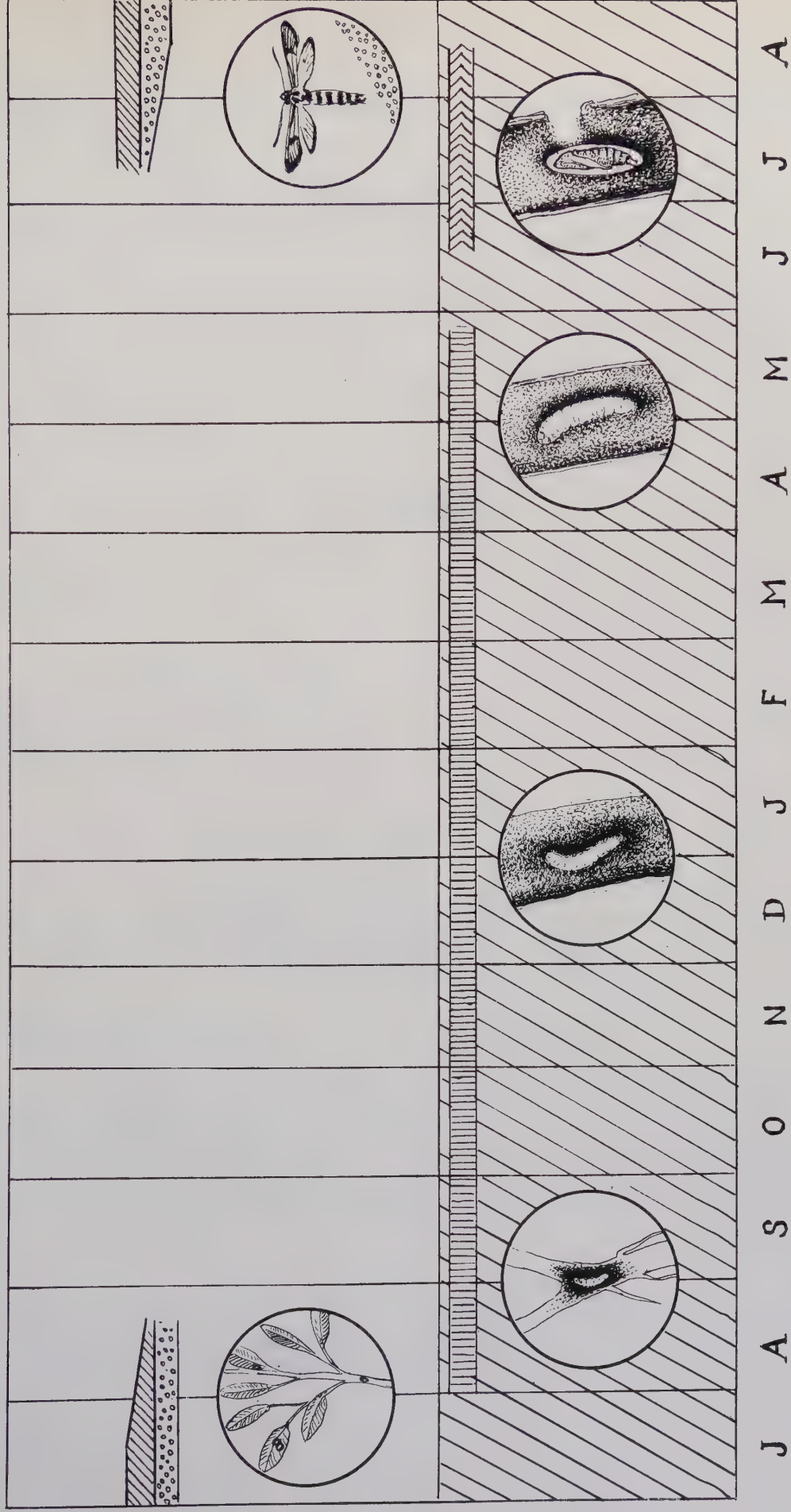
Légende des figures

Fig. 51 : Le cycle évolutif de la Sésie du Sainfoin :

D. ichneumoniformis F.

dans le Languedoc méditerranéen (1965).

*Cycle évolutif moyen de *Diposophecja ichneumoniformis* F.*



Légende :

Ponte

Chenille

Chrysalide

Adulte

s'échelonner sur une période d'un mois ; le moment du vol dépend des conditions climatiques.

En 1965, les premiers imagos ne furent observés que vers le début juillet et restèrent en activité jusqu'au début août.

Les papillons se déplacent facilement dans les champs ; on les observe pendant les heures ensoleillées de la journée. L'incubation des oeufs dure 15 à 18 jours. La chenille néonate, dès l'éclosion, pénètre à l'intérieur des tissus de la racine.

L - PARASITISME

Parasites des chenilles :

Il est vraisemblable que, comme beaucoup d'espèces de lépidoptères, D. ichneumoniformis F. héberge de nombreux parasites ; nous avons eu la chance d'en observer trois sur les quatre connues comme hôtes de cette espèce :

- Rhinotachina modesta MEIG.
- Leskia aurea FALL.
- Ipobracon triangularis NEES.
- Exerites roborator FAB.

1 - Rhinotachina modesta MEIG. (Dip - Tachiniidae)⁽¹⁾

La larve de ce diptère est un parasite interne de la chenille de D. ichneumoniformis F. La chenille parasitée s'immobilise à peu près au terme de sa croissance ; on peut la distinguer très facilement d'une chenille saine à cause de la présence de 2 tubérosités noirâtres,

(1) Cette identification est due à Monsieur d'AGUILAR à qui nous exprimons ici toute notre gratitude.

demi-circulaires, situées dorsalement sur le 8ème segment abdominal. La larve de ce diptère endoparasite respecte les organes internes (tube digestif, système nerveux) ; elle se nourrit seulement du corps adipeux de la chenille, c'est pourquoi celle-ci peut continuer à vivre jusqu'à la fin du 5ème stade larvaire.

Au cours d'une dissection, nous avons extrait du corps de la chenille une larve presque mûre ayant dévoré une partie des organes internes. Une dissection à un stade plus avancé nous a montré l'activité de la larve parasite ; celle-ci jusqu'au terme de sa vie larvaire avait dévoré tous les organes internes de la chenille (sauf tégument et la tête).

La larve parasite reste toujours en communication avec le milieu externe. D'après nos observations, elle entraîne dans sa progression vers l'avant les derniers segments abdominaux de celle-ci. Elle peut ainsi respirer l'air extérieur par les orifices trachéens postérieurs.

La larve parasite vivant à l'intérieur de la cavité générale de la chenille est orientée dans le même sens que son hôte (fig. 52).

Description :

La larve est une larve apode, de couleur crème. Au dernier stade, elle mesure 1,2 cm de long, 3 mm de large. Le corps formé de 13 segments, trapu. La tête est bien développée et munie d'une paire de mandibules noires, longues, pointues, rétractiles.

Pupe :

La pupe (fig. 53) de R. modesta MEIG est d'une forme cylindro-conique (les 2 extrémités légèrement effilées) ; elle mesure 10 mm de long et sa largeur maximale est de 4 mm. Elle est brillante, lisse et d'une couleur brun rouge.

Dans la nature on peut la trouver à l'intérieur de la galerie creusée par la chenille de la Sésie du Sainfoin.

Observation : La larve de ce diptère avant de se transformer en pupe, quitte la chenille ; à ce moment là, il ne reste de la chenille que le tégument et la capsule céphalique. La pupe, au début de sa formation, est blanchâtre ; 48 heures après, elle a sa coloration définitive : brun rouge.

La durée de la nymphose dans une salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.) est de 18 jours environ pour le mâle et de 20 jours pour la femelle.

(fig. 54. Adulte R. modesta MEIG.)

Biologie :

Il nous a fallu effectuer de très nombreuses observations pour déterminer à quel stade larvaire les chenilles de D. ichneumoniformis F. sont parasitées par les mouches R. modesta MEIG.

Au début du 2ème stade larvaire la chenille est remarquablement transparente, ce qui facilite beaucoup les observations in vivo à la loupe binoculaire. Quand les larves sont déjà grosses, on aperçoit le mouvement du parasite sous le tégument de la chenille qu'elle soulève.

Le pourcentage des larves de Sésie parasitées a été pour l'année 1965 dans la région montpellieraine de 6 %.

2 - Leskia aurea FALL.

THOMSON (W.P.) 1945, in Catalogue de parasites et prédateur des insectes (Sec. 1 Part. 6 Lépidoptères p. 252), a signalé ce diptère comme parasite de D. ichneumoniformis. Au cours de 2 ans de recherches, nous n'avons jamais trouvé ce diptère dans les chenilles examinées.

3 - Ipobracon triangularis NEES ⁽¹⁾ (Hym. Microbraconidae).

Syst. : MARCHAL. Species Hym. Europe. 14, 1888, p. 107.

Nous avons fréquemment observé ce parasite chez D. ichneumoniformis F. mais il est aussi connu comme hôte d'autres Aegeridae :

a) Bembecia hylaeiformis LASP : c'est une espèce bien connue qui se rencontre fréquemment dans les framboisiers aux environs de Genève.

b) Trochilium tipuliformis CLERK.

c) Aegeria typhiaeformis BKH.

Description de l'adulte :

Fig. 55. Tarrière de la longueur de l'abdomen, noir, mandibules testacées. Orbites des yeux quelquefois rouges. Abdomen fauve en ovale allongé, un peu plus long que la tête avec le thorax. Premier segment portant au milieu une tâche noirâtre, 2ème segment avec une tâche basilaire ovale, noirâtre et rugueuse formant une sorte d'écusson et, de chaque côté, une petite impression linéaire ; Segments 3-4 offrant chacun une tâche plus grande, noirâtre, transverse et presque rectangulaire. Les pattes noires, leurs articulations étroitement rouges, ainsi que l'extrémité inférieure du trochanter.

Antenne formée de 30 articles (un peu moins longue que le corps).

Ailes : plus ou moins noirâtre avec un trait transparent vis-à-vis du stigma.

Description de la larve mûre :

La larve au terme de sa croissance (fig. 56) mesure 5 mm de

(1) Cette identification est due à Monsieur GRANGER à qui nous exprimons ici toute notre gratitude.

long ; elle est d'un blanc jaunâtre. Tête plus ou moins développée et distincte. Le corps est formé de 13 segments.

Biologie :

La longévité des adultes, au laboratoire, est de 10 jours. Les larves sont éctoparasites de la chenille de la Sésie du Sainfoin. Elles piquent avec leurs pièces buccales, le tégument de la chenille et se nourrissent du sang de leur victime.

La chenille s'affaiblit, s'épuise, et finit par mourir. Sur le tégument de la chenille attaquée, on peut voir par transparence des tâches brunes de forme circulaire portant en leur centre un point noir (fig. 57).

I. triangularis NEES s'est montré très actif comme parasite. La femelle de cet hyménoptère pique la chenille à l'intérieur de la cécidie et se nourrit du sang peut-être à l'aide d'un tube de succion. Elle pond ensuite une vingtaine d'oeufs dans la logette.

Dès leur éclosion, les jeunes larves apodes se dirigent vers la chenille, la piquent et sucent sa substance ; elles vivent ainsi en ectoparasites jusqu'à leur maturité. Elles tissent alors des petits cocons soyeux individuels où se fera la nymphose. Celle-ci, dans une salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.) dure de 10 à 12 jours.

Le pourcentage de larves de Sésie parasitées a été de 10 % pour 1965 dans nos champs de Sainfoin à Montpellier.

4 - Exerites roborator FAB (Hym. Ichneumonidae).

Le pourcentage de larves de Sésies parasitées pour 1966 dans nos champs a été de 10 %. Au début de février, les nymphes étaient déjà formées à l'intérieur des racines. Nous en avons ainsi trouvées dans la nature et les avons mises en élevage en salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.). 40 à 45 jours après, nous avons obtenu des adultes (fig. 58).

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Parasitisme
=====

Fig. 52 : Chenille de la Sésie du Sainfoin parasitée par R. modesta MEIG.

Fig. 53 : Pupe de R. modesta MEIG (x 210).

T = tégument, et la calotte céphalique de la chenille de la Sésie collés sur la partie antérieure de la pupe de R. modesta MEIG.

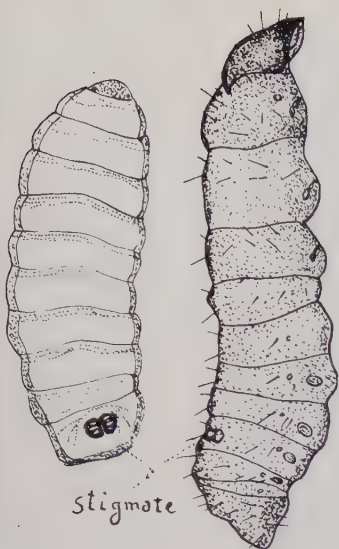
Fig. 54 : Rhinotochina modesta MEIG (Adulte x 10).

Fig. 55 : Ipobracon triangularis NEES (Adulte femelle d'après GOIDANICH)

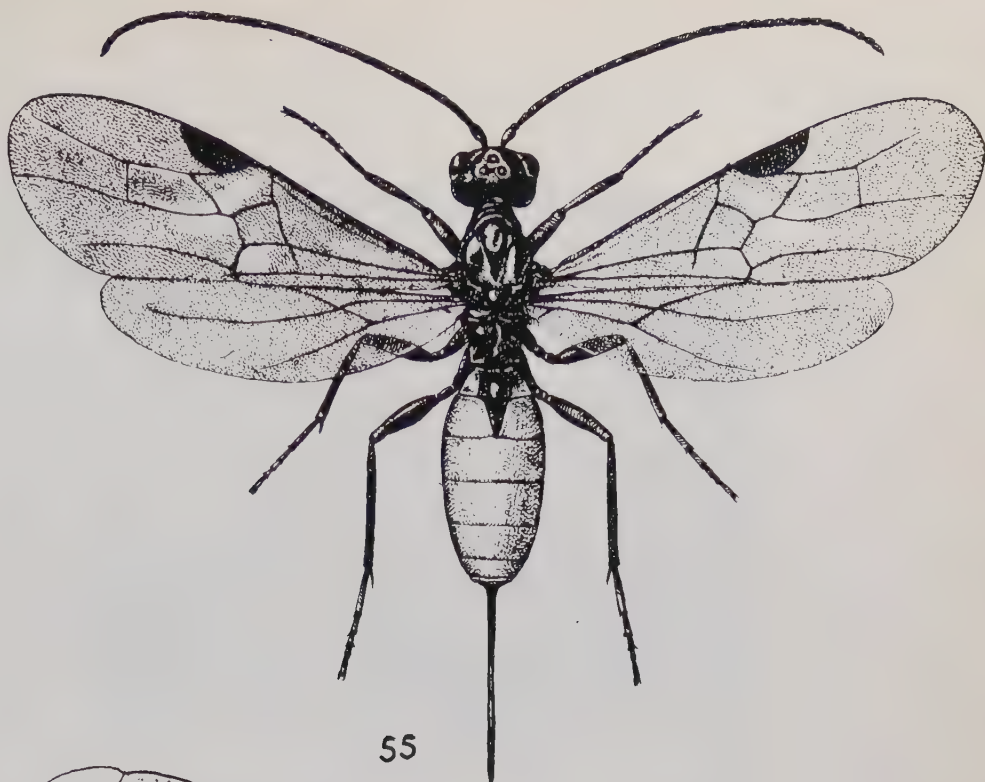
Fig. 56 : La larve mûre d'I. triangularis NEES (x 30).

Fig. 57 : Les taches de succion des larves de I. triangularis sur le tégument de la chenille de D. ichneumoniformis F. (x 4).

Fig. 58 : Exerites roborator FAB. (Adulte x 5).



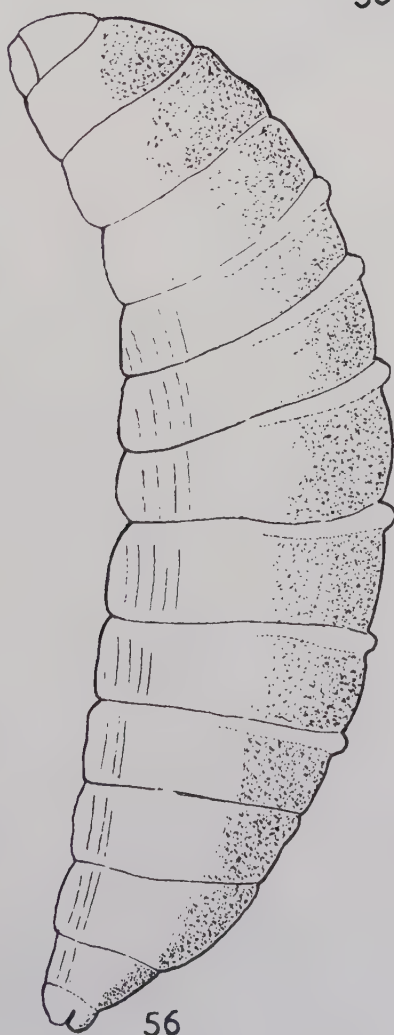
52



55



53



56



57



54



C'est au moment de la 4ème mue larvaire de la chenille qu'on voit apparaître la nymphe.

COMPORTEMENT DE L'ADULTE

a - Vol :

L'envol dépend surtout des conditions atmosphériques. En 1965 le vol a débuté fin juin (année tardive). En 1966, le premier vol a commencé la première décade de juin. Comme les représentants de la famille Aegeridae, les imagos de D. ichneumoniformis F. ressemblent par leurs ailes transparentes plutôt à des hyménoptères et, en particulier, à l'espèce Polytes nympha "Vespidae" dont la couleur fondamentale du corps est d'un noir brillant avec les bandes transversales jaunâtres. La vitesse du vol et l'allure générale étaient tellement analogues à celles de notre papillon que nous les confondions souvent.

C'est surtout pendant les heures chaudes et ensoleillées de la journée qu'on observe les vols de D. ichneumoniformis F. Les insectes ont des battements d'ailes presque aussi rapides que ceux des hyménoptères. Ils se déplacent rapidement d'une touffe de Sainfoin à l'autre, puis effectuent des vols sur place avant de se poser un peu à la manière des Sphinx.

b - Accouplement :

Après avoir trouvé le moyen de distinguer les sexes avant l'éclosion, nous avons récolté un nombre suffisant de ces chrysalides et les avons séparés suivant leur sexe.

Après l'éclosion, dès que l'expansion des ailes fut terminée, nous avons mis deux ou trois mâles et femelles dans une grande cage en toile métallique coiffant un grand pied de Sainfoin (Cette expérience a eu lieu en plein champ).

L'accouplement a eu lieu à 9 heures du matin (45 à 60 minutes après l'éclosion). Dans des conditions naturelles, celui-ci dure 10 à 15 minutes au maximum. 20 minutes plus tard, les femelles commencent à pondre.

D'après nos observations, au moment de l'accouplement les deux sexes s'accrochent par le frénulum et effectuent alors un petit vol de très courte durée (quelques secondes) ; ils se déplacent ainsi sur les branches de Sainfoin.

La lumière et la chaleur sont indispensables à l'accouplement de la Sésie.

c - Nutrition :

Les adultes se nourrissent très peu. Au laboratoire nous avons mis à leur disposition de l'eau miellée ou sucrée. Les imagos mâles se nourrissent plus que les femelles.

d - Longévité :

La longévité moyenne au laboratoire pour le mâle est de 7 à 8 jours et pour la femelle de 10 à 12 jours.

PLANTES-HOTES

La larve de Dipsosphesia vit dans les racines de diverses papillonacées, comme Ononis, Spinosa, Anthyllis vulneraria L., Dorycnium, Lathyrus pratensis L., Lotus, Centaurea, Medicago, Hipocrepis, Melilotus. En ce qui concerne nos propres observations à Montpellier comme plantes hôtes, cette Sésie a une préférence marquée pour le Sainfoin FK Onobrychis sativa Lmk.

Nous avons également constaté des cécidies dans la racine du Sainfoin d'Espagne (mais en nombre limité) et sur le Lotier : Lotus corniculatus L.

I V - MOYENS DE DIFFUSIONS
ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

L'extension de la culture des Sainfoins favorise la diffusion de Dipsosphecia ichneumoniformis F. dans une région, par suite du vol assez soutenu des imagos ; les femelles semblent donc pouvoir aller pondre sur des Sainfoins plus ou moins éloignés de leur lieu d'éclosion. De plus, ce qui facilite grandement la diffusion de l'espèce est l'importante fécondité des femelles.

D'après nos observations, cette espèce a une très grande préférence pour le Sainfoin (surtout variété F.K.) ; dans les régions où cette culture manque, les chenilles de Sésie vivent sur d'autres plantes hôtes. Dès que de nouvelles cultures de Sainfoin s'établissent dans la région, la Sésie les envahit.

Cette espèce est répandue dans toute l'Europe, les terres polaires exceptées, en Mauritanie, Arménie, Asie mineure, Syrie, Palestine, Kasan, Ouralsk, Sibérie occidentale et centrale, jusqu'à l'Altaï.

Pullulation :

Dans le département de l'Aveyron, la pullulation de cet insecte est moins considérable sans doute à cause de l'altitude et des conditions climatiques. Un autre facteur très important : c'est l'extension des champs de Sainfoin dans ce département qui est spécialisé dans les cultures fourragères destinées à des élevages de brebis.

Le climat du Languedoc méditerranéen paraît convenir parfaitement à cette espèce. Dans les environs de Montpellier en particulier, elle infeste jusqu'à 90 % des pieds de Sainfoin. Elle pullule surtout dans les régions à climat chaud et sec.

V - D E G A T S

a - Nature des dégâts :

Les dégâts de la Sésie du Sainfoin se manifestent de la façon suivante : les feuilles de Sainfoin se replient et s'enroulent, puis les boutons floraux eux-mêmes se flétrissent et les tiges se dessèchent ; la plante entière meurt.

Nous avons noté près de 60 % de pieds atteints dès la première année de semis. Cette infestation peut atteindre jusqu'à 90 %. C'est dire combien est nuisible ce lépidoptère.

b - Etendue (degré d'infestation)

Une racine âgée de Sainfoin peut héberger 5 à 6 chenilles et une racine jeune (1 an) héberge une, et dans certains cas, 2 chenilles qui font chacune une cécidie (fig. 59 , 60).

Des comptages effectués dans un champ de Sainfoin F.K. à Montpellier nous donnent une idée du degré d'infestation de cette plante par la Sésie. Nous avons trouvé en moyenne 50 à 60 chenilles aux différents stades larvaires dans 2 m² de culture.

En février 1966, nous avons compté, dans une culture de Sainfoin, les larves vivantes dans 100 racines prélevées au hasard dans nos champs d'essais. La distribution de l'attaque (chenilles actives et vivantes) sur 100 racines examinées est consignée dans le tableau ci-dessous

Nombre de chenilles par racine	0	1	2	3-4	5	6
Nombre de racines examinées	5	26	22	40	8	5

Légende des figures

D. ichneumoniformis F.

Fig. 59 - 60 : Les dégâts occasionnés par la chenille de D. ichneumoniformis dans la racine du Sainfoin F.K.



59



60

c - Importance des dégâts :

Les dégâts occasionnés par la Sésie du Sainfoin sont considérables, en particulier dans le Languedoc. L'activité de plusieurs chenilles xylophages dans une racine perturbe gravement la circulation de la sève dans la plante.

Cependant, des bourgeons vont pousser chaque année autour du pied de Sainfoin et donnent naissance à des racines ; celles-ci absorbent les matières nutritives nécessaires, ainsi la plante peut continuer à végéter tant bien que mal, malgré la présence de la Sésie.

Les dégâts importants vont apparaître à partir de la troisième et même au début de la 4ème année d'existence de la culture. Dans le Midi de la France, cet âge pour le Sainfoin ne peut pas être dépassé pour obtenir un rendement annuel satisfaisant.

V I - M O Y E N S D E L U T T E

De nombreux chercheurs : SAMOGIA, SOULE, PESCOTT, qui se sont occupés de la Sésie du groseiller et du cassis, conseillent la lutte directe contre cet insecte par ablation des branches dépérissantes. Malheureusement, ce procédé ne peut pas être appliqué au Sainfoin. La lutte chimique a été préconisée aussi contre la Sésie du cassis.

BAGGIOLINI et DUPREX ont étudié au cours de l'été 1961 l'efficacité respective de 5 substances insecticides : Parathion, gusathion, sevèn, lindane et phosphamidon, appliqués à deux époques différentes :

- 1/ Au moment du vol des adultes,
- 2/ Lors de la pénétration des chenilles néonates dans les rameaux.

Seul le produit à base de parathion avait une efficacité de 59 % pour les traitements avant la récolte.

De notre côté, nous avons étudié au cours de l'année 1965 l'efficacité de quelques substances insecticides et le pourcentage des parasites naturels de la Sésie du Sainfoin (surtout Eexerites roborator⁶ FAB).

Produits essayés : 1 - Gusathion 25 % (azinphos méthyl) 200 grs/Hl.
2 - Rhodocide (diéthion) 155 cc /Hl.
3 - Parathion 200 cc /Hl.
4 - Phosfène (mésinphos) 250 cc /Hl.

Notre champ d'essais a été divisé en 15 parcelles (2 m/ 1m) et les traitements ont été effectués dans 3 séries de 5 parcelles de la manière suivante :

3 août Série 1	parcelle 1	Parathion
	parcelle 2	Rhodocide
	parcelle 3	Témoin
	parcelle 4	Gusathion
	parcelle 5	Témoin
23 août Série 2	parcelle 1	Parathion
	parcelle 2	Rhodocide
	parcelle 3	Phosfène (systémique)
	parcelle 4	Gusathion
	parcelle 5	Témoin
8 septembre Série 3	parcelle 1	Parathion
	parcelle 2	Rhodocide
	parcelle 3	Phosfène (systémique)
	parcelle 4	Gusathion
	parcelle 5	Témoin

Note : Chaque fois après le traitement par phosfène qui est un produit insecticide systémique pour accélérer la circulation de la sève, nous

avons arrosé les Sainfoins par leur pied.

Au mois de janvier, nous avons arraché les pieds et nous avons enregistré les tableaux suivants :

N° série	N° parcelles	nombre de chenilles parasitées	nombre de pieds attaqués	nombre de chenilles vivantes
1	1	-	14	19
	2	-	27	29
	3	1	24	18
	4	-	25	19
	5	-	38	30
2	1	3	30	23
	2	1	25	40
	3	-	19	28
	4	1	40	58
	5	2	50	75
3	1	3	34	70
	2	2	15	34
	3	2	12	13
	4	3	13	20
	5	2	18	50

Chaque produit a été expérimenté dans 3 parcelles. La première série de traitement eut lieu le 3 août 1965 à l'époque de la ponte et des premières éclosions. La deuxième série de traitements a été effectuée le 23 août ; à ce moment là le vol et la ponte de l'insecte étaient terminés et une grande partie des chenilles avaient déjà pénétré à l'intérieur des racines et des bourgeons existant autour du collet. La troisième série de traitements eut lieu le 8 septembre. Par cette application, nous voulions tenter de stopper les larves encore actives dans la racine.

L'examen des chiffres (tableau des traitements) montre clairement que l'application du Phosfène a limité d'une manière assez satisfaisante l'infestation de la Sésie du Sainfoin.

Dans l'état actuel de l'expérimentation, nous ne pouvons pas recommander la lutte chimique pour combattre cette Sésie.

Dans les régions où le Sainfoin est cultivé pour la production des graines, la mise en application des produits insecticides systémiques, peut éliminer 70 % des chenilles vivantes à l'intérieur de la racine.

*

*

*

FAMILLE DES EUPISTIDAE (COLEOPHORIDAE)

1 - Eupista onobrychiella Z.

ZELLER (1849) ; HEIN W. (1876) ; CHRETIEN P. (1927).

Description : Chenille de 6 à 7 mm de long, blanche teintée de verdâtre, tête fauve, plus petite par rapport au premier segment thoracique, frangée de noir sur les bords. Ocelles noirs.

Fourreau : Les fourreaux constitués de plusieurs fragments d'épiderme foliaire sont longs de 8 à 10 mm et d'aspect très massif. La jeune chenille mine en juillet l'extrémité des folioles.

2 - Eupista colutella.

ZELLER (1849) ; HEIN W. (1876) ; CHRETIEN (1916).

Description : Chenille d'une longueur de 4 à 5 mm, gris verdâtre, tête, écusson, clapet et pattes écailleuses noirs.

Fourreau : 5-6 mm de long ; ils sont d'abord jaunes puis d'un brun plus ou moins rougeâtre.

D'autre part, voici les noms de quelques autres espèces qui peuvent vivre aux dépens du Sainfoin : Eupista vulpecula Z., E. plusiella (Valesianella Z.).

Personnellement, nous n'avons pas eu l'occasion de faire des recherches sur le genre Eupista et, de ce fait, les indications qui précèdent sont basées sur les travaux de M. J. SUIRE.

FAMILLE DES GELECHIIDAE

Anacamptis taenigolella Z.

Syst. : SPULER (1913), p. 374, pl. 88, n° 25 ; FRANKER (1915), p. 79 ;
WILLIAMS T.M. (1923) p. 255 ; GUIDO GRANDI (1951), p. 145, vol II.

Description de la chenille :

La chenille au terme de sa croissance, mesure 6 à 7 mm de long, tête petite par rapport au volume du corps, la partie dorsale et ventrale de la tête légèrement convexe.

Capsule céphalique : dimension antéropostérieure : 0,60 mm.
La calotte céphalique (fig. 61) est de couleur jaune pâle, avec le bord d'un brun noir.

Thorax : Les segments thoraciques sont d'un brun moins foncé par rapport à la couleur du reste du corps. Le premier segment thoracique possède un bourrelet à l'intérieur duquel la chenille cache sa tête lorsqu'elle est au repos. Entre les 2ème et 3ème segments thoraciques, on observe un pli blanchâtre. 4 paires de pattes membraneuses sur les segments abdominaux et une paire sur le segment anal. La plaque anale a une forme hexagonale, de couleur brun noir.

Nombre de stades larvaires :

Nous avons choisi des petites folioles attaquées sur lesquelles on observait des mines très minces et petites. Nous avons fait un élevage dans la salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.).

Le tableau suivant montre les résultats obtenus par nos essais dans la salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.).

longueur de la chenille en mm.	Nombre stades larvaires	Durée de chaque stade en jours.
0,75 - 1	1	-
2,5	2	9
4	3	10
6	4	11
7 - 8	5	10 - 11

Dans la salle climatisée, la durée de la vie larvaire est de 33 jours en moyenne et de 39 jours dans les conditions naturelles (mois de juillet 1965, T. max. : 30°C et min. : 16°C.).

Chrysalide :

D'après nos observations, la chrysalide (fig. 62, 63) se forme soit :

- 1/ dans la mine, à l'intérieur d'un cocon construit par la chenille,
- 2/ la chenille au terme de sa croissance tisse des fils soyeux et commence à coller 2 folioles contigües ; ainsi, elle construit une logette pour se transformer en chrysalide.
- 3/ Au laboratoire, nous avons observé des chenilles dont la nymphose s'est effectuée sans construction de cocon.

Eclosion :

La chrysalide, quelques heures après sa formation, prend une coloration brun-jaunâtre ; ensuite, au fur et à mesure, sa coloration devient presque noire. L'éclosion se produit le jour et même la nuit. Le papillon sort très rapidement de sa dépouille nymphale.

Après l'éclosion, les imagos (♂♂ et ♀♀) se tiennent immobiles sur les feuilles ; par la suite, ils effectuent de petits vols.

Selon les observations faites en laboratoire, une heure après l'éclosion, les adultes s'accouplent ; la durée d'accouplement varie entre une heure et une heure trente minutes. La femelle, après l'accouplement, commence à voler et ne dépose pas ses oeufs en captivité.

Adulte : (fig. 64).

La femelle a une envergure de 9 mm ; elle est brun-gris, longueur du corps 2 mm. Les ailes antérieures sont d'un brun foncé ; vers la partie basale un trait plus ou moins épais, blanchâtre, parallèle au corps. Les ailes postérieures ont une couleur grise, frange un peu plus claire.

Hibernation :

D'après nos observations, l'espèce passe l'hiver à l'état de chenille ; étant au terme de sa croissance, elle prend une forme plus trapue et une couleur brun foncé.

L'hibernation s'effectue à l'intérieur d'une mine creusée dans la foliole de la manière suivante :

- 1/ Elle colle 2 folioles d'une même feuille à l'intérieur desquelles elle reste immobile.
- 2/ A l'aide de la sécrétion soyeuse, elle commence à coller les 2 moitiés du limbe de la foliole.
- 3/ La chenille mûre choisit une foliole assez grosse, fait une galerie vers la partie basale et y passe la mauvaise saison.

Activité larvaire :

Les dégâts occasionnés par les chenilles commencent à se manifester en mai et s'observent jusqu'à la fin d'octobre (6 mois environ)

Dégâts :

Les folioles du Sainfoin d'Espagne sont épaisses, riches en parenchyme chlorophyllien ; celui-ci donne une couche assez épaisse constituant un milieu favorable pour le développement de la chenille mineuse.

Les galeries creusées dans le parenchyme des folioles présentent les formes suivantes (fig. 65) selon l'âge des chenilles mineuses :

- 1/ Mine qui serpente comme un ressort.
- 2/ Mine parallèle à la nervure principale de la foliole.
- 3/ Mine en forme de virgule (assez grande).
- 4/ Mine formée de 3 - 4 branches anastomosées.

Dans les mines du 2ème type, la chenille dévore complètement la nervure principale en respectant les 2 épidermes (supérieur et inférieur). Sur les folioles du Sainfoin FK, les galeries creusées étaient le plus souvent du type 2.

Selon nos nombreuses observations, la chenille néonate commence à creuser la galerie, choisit le bord du limbe de la foliole et y pénètre par la surface supérieure ou à l'endroit de l'insertion entre la foliole et le pétiole. Sur chaque pied, attaqué nous avons trouvé en moyenne 4 à 5 galeries.

La chenille ne passe pas toute sa vie dans une même foliole ; elle en change suivant ses stades. Les jeunes chenilles (moins d'un mm de long) choisissent des petites folioles minces et fragiles.

Aspect extérieur de la mine :

La mine est décelée à l'extérieur par un changement de teinte : Dans les mines du 4ème type, la feuille devient de plus en plus décolorée, vert-jaunâtre, à cause de la mine située à proximité de la nervure principale et qui empêche l'arrivée de la sève. L'épiderme supérieur devient brun foncé, ce qui montre la présence de la chenille mineuse.

L'aspect extérieur de la mine change selon les stades larvaires. Chez les jeunes chenilles, il est en forme de virgule très mince ; en examinant la mine linéaire d'une chenille d'Anacampsis taeniolella Z. (grossissement 40), nous avons observé à l'origine de la mine un petit corps transparent, sphérique, qui était adhérent sur la face supérieure de la foliole du Sainfoin d'Espagne. Ce corps correspond au chorion de l'oeuf pondu par la femelle. Il est donc probable que la femelle dépose ses oeufs sur la face supérieure et au bord du limbe.

*

*

*

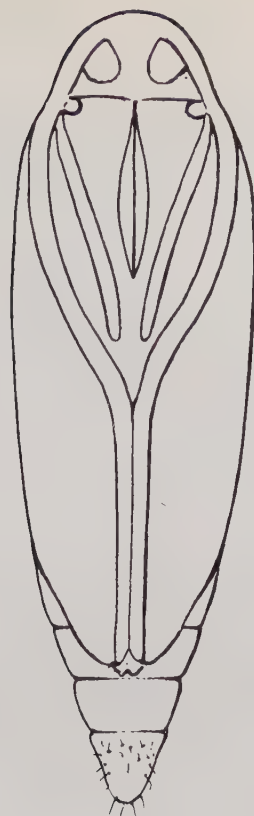
Légende des figures

Anacampsis taeniolella Z.

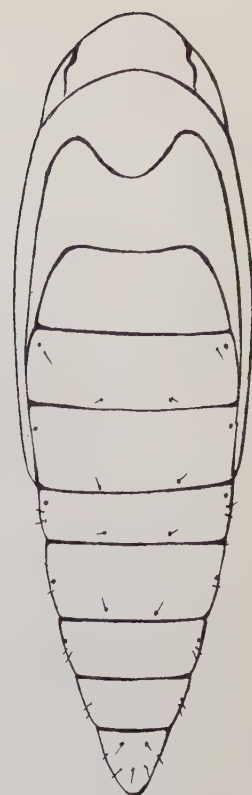
- Fig. 61 : calotte céphalique de la chenille mûture (x 60).
Fig. 62, 63 : chrysalide, vue dorsale et ventrale (x 28).
Fig. 64 : adulte femelle (x 4).
Fig. 65 : différents types de mines d'A. taeniolella Z. sur les folioles du Sainfoin d'Espagne (x 2,5).
-



61



62



63



64



A



B
65



C

FAMILLE DES TORTRICIDAE

1 - Grapholita compositella F.

Syn. : Composana FABRICIUS (1798), Suppl. Ent. Syst. p. 480 (Pyralis) ;
Gundiana HUBNER (1796-1799), Samml. Eur. Schmett. Tort., t. 8, f.
42 (Tort.) ;

Gundianana HUBNER (1825). Verz. bek. Schmett., p. 378 (Heminene).

Syst. : KENNEL (1908). Vol. II, p. 663 ; Dr Hans Joachim HANNEMANN (Berlin)
(1961). Tortricidae. p. 100.

Description de la chenille mûture :

Longueur : 8 à 9 mm ; largeur : 2 mm. La partie dorsale est rousse, la région ventrale étant d'un vert très clair. La calotte céphalique (fig. 66) est d'un brun jaunâtre clair : 1 mm/1,5 mm.

Les 1er et 2ème segments thoraciques chez la chenille vivante ont une couleur jaunâtre ; le 3ème segment thoracique a la même couleur que les abdominaux.

Chrysalide : (fig. 67, 68, 69).

4 mm de long, brun clair ; au cours de la période qui précède l'éclosion de l'imago, elle est presque noire, brillante. La durée du stade nymphal dans une salle climatisée (T. 25°C. Hygr. 80 %) est de 8 à 10 jours.

Adulte :

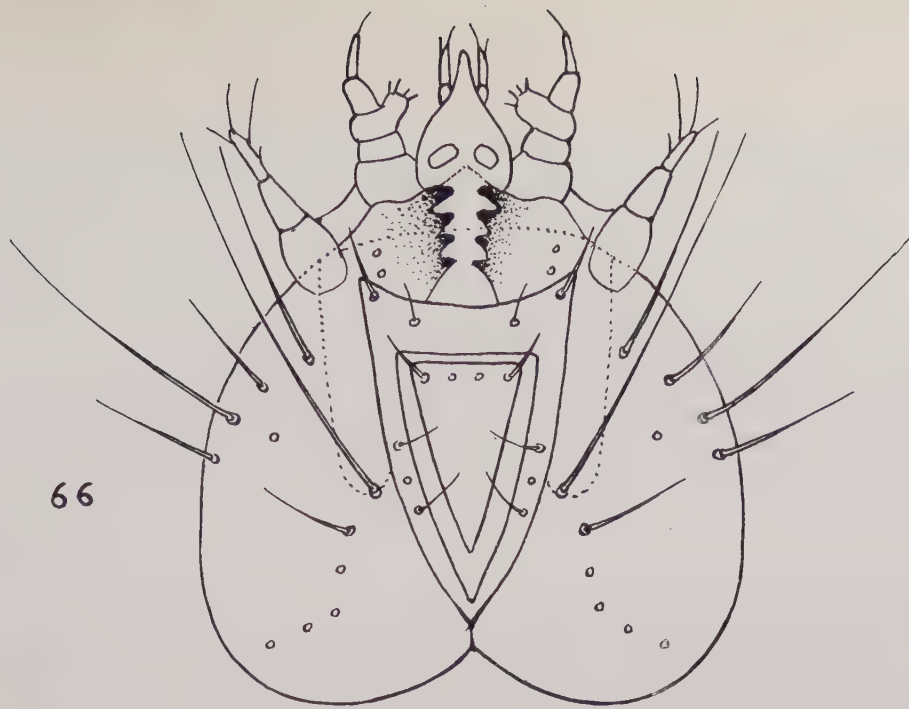
Envergure : 8 à 9 mm. Couleur fondamentale du corps : brun-gris. La point très caractéristique de ce Microlépidoptère est la présence de 4 lignes blanches parallèles entre elles, situées au bord postérieur

Légende des figures

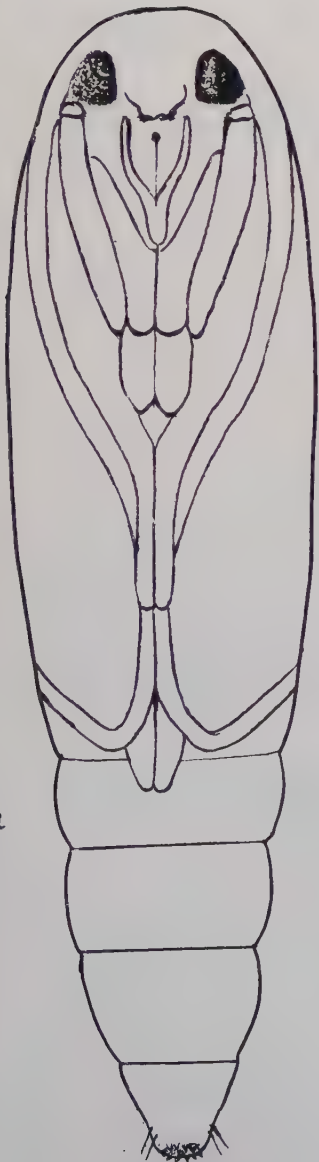
Grapholita compositella F.

Fig. 66 : Calotte céphalique de la chenille mûture (x 60).

Fig. 67, 68, 69 : Chrysalide (vue dorsale, ventrale et du profil (x 37)



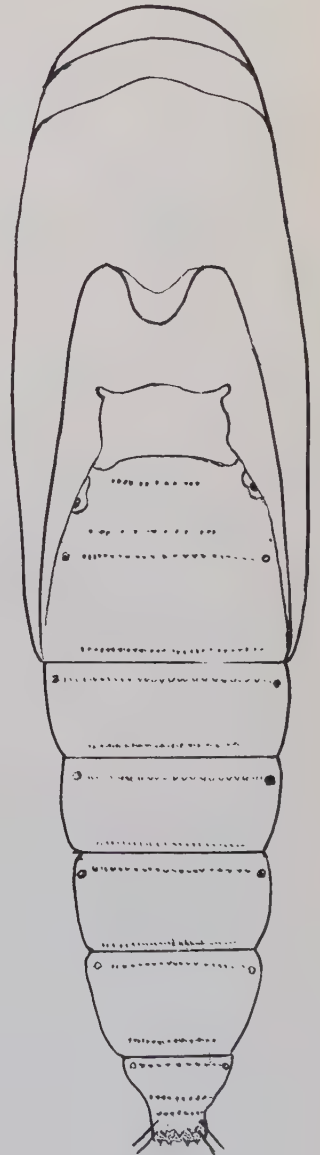
66



67



68



69

des ailes antérieures. D'après nos observations, au laboratoire, la longévité des adultes a été de 13 à 15 jours.

Dégâts :

Ce microlépidoptère peut être considéré comme un papillon nuisible dont la chenille est mineuse des bourgeons terminaux et des épis floraux du Sainfoin FK.

Plantes-hôtes :

Légumineuses fourragères : Sainfoin FK, trèfle, luzerne, etc... Nous avons aussi observé **des dégâts** sur le Sainfoin d'Espagne.

Biologie :

En 1965 et du fait des conditions météorologiques de cette année, les chenilles de ce microlépidoptère ont fait des dégâts depuis le milieu de mai jusqu'à la fin du mois d'octobre ; la maximum de pullulation a été observé en juillet. L'hibernation se fait à l'état de chenille mûre. 3 générations sur le Sainfoin FK.

2 - Cacaecia prohubana HUBNER.

KENNEL (Dr J.), dans son ouvrage paru en 1908, place cette espèce dans le genre Tortrix (L.) p. 175 ; STAUDINGER & REBEL (Cat. Lépid. Palaearct. Faun. 1901) 2ème partie, p. 89, n° 1573 ; BALACHOWSKY (A.) Rev. Path. Vég. Ent. Agric. (Paris, 1931) ; SPULER (vol. II, 1913) p. 251 ; BALACHOWSKY (A.) & MESNIL (1936) p. 1494.

Accouplement et ponte :

Dans les conditions du laboratoire, l'accouplement dure 15 à 20 minutes environ. Nous avons constaté que la période préovipositaire à des températures comprises entre 16° et 18°C. a été de 2 jours. Au mo-

ment de la ponte, la femelle dévagine l'ovipositeur et dépose ses oeufs isolément ou groupés sur le limbe des folioles du Sainfoin d'Espagne.

Les oeufs déposés en groupe sont imbriqués les uns sur les autres comme les écailles des poissons. Le nombre d'oeufs pondus par une femelle (à l'insectarium) à une température moyenne de 18°C. a atteint le chiffre de 248. Pour la durée de la ponte (mêmes conditions de milieu), nous avons enregistré 14 à 16 jours.

Les oeufs déposés en groupes étaient entourés par une substance cireuse ; de ce fait, la numération des oeufs était difficile. Nous avons donc laisser incuber ces oeufs ; le 7ème jour du développement embryonnaire, les têtes des futures chenilles qui étaient à l'intérieur du chorion se présentaient comme des petits points d'un brun foncé. Nous avons alors pu compter les oeufs émis par les femelles étudiées.

Les oeufs sont pondus journellement ou avec des intervalles de 1 à 2 jours. L'intensité de la ponte est plus grande dans la première moitié de la vie du papillon ; ensuite elle décroît. A la température constante de 31°C. (étuve), le papillon a déposé seulement un petit nombre d'oeufs ; il semble par conséquent que cette température soit moins favorable à la ponte. La température constante de 29°C. n'était pas non plus très favorable. Les températures optimales, d'après nos expériences, oscillent entre 20 et 26°C.

Nous n'avons pas obtenu de ponte lorsque la température était inférieure à 12°C. La durée d'incubation dans une salle climatisée (T. 25°C. et 80 % H.R.) est de 9 à 10 jours.

Oeuf :

Description : L'oeuf est vert-jaunâtre, rond, un peu aplati, mesurant 0,5 à 0,7 mm de diamètre. Le chorion est plus ou moins mou.

Evolution larvaire :

Larve néonate : Peu après leur naissance, les chenilles néonates se dirigent vers la plante nourricière et restent pendant environ 2 heures sur les folioles (observations au laboratoire). Après ce repos, elles passent sur la face inférieure des folioles et commencent à creuser des galeries dans le parenchyme.

Pendant leur Jeune âge, les chenilles de C. pronubana (HUB. sont donc mineuses.

Description de la chenille néonate :

La chenille néonate possède une tête volumineuse par rapport au corps. Peu après sa naissance elle est jaunâtre.

Dimensions du corps : 1,5 mm de longueur, 0,3 mm de largeur. La capsule céphalique est d'un brun foncé ; elle est plus large que longue : 0,29/0,16 mm. Les mandibules ont 5 dents distales.

En étudiant la vie larvaire de cette espèce, nous avons enregistré 4 mues. Les chenilles tissent une sorte de toile soyeuse sur la face supérieure des folioles à l'intérieur de laquelle s'effectue la mue. On observe 5 stades larvaires :

Stades	1	2	3	4	5
Longueur en mm.	1,5	6,5	12	18	25
Largeur en mm.	0,3	1,5	2	3,5	3,8

Tableau indiquant le nombre de stades larvaires, longueur et largeur en mm.

Immédiatement après chaque mue, la chenille est d'un jaune-vert clair. La tête, la plaque frontale, ainsi que l'anale, sont

d'un jaune verdâtre plus foncé. Les griffes tarsales et les crochets des fausses pattes sont d'un jaune brun.

Les chenilles au dernier stade larvaire restent immobiles pendant 4 jours. Au début, le thorax se colore en vert très foncé ; les segments abdominaux sont d'un brun assez foncé. A la fin du 4ème jour, la chrysalide ainsi formée devient brun sombre.

Dans la salle climatisée, toute l'évolution larvaire, c'est-à-dire le temps compris entre l'apparition de la larve jusqu'à sa transformation en chrysalide, dure 30 jours. Dans nos élevages effectués au mois d'août 1965 dans les conditions naturelles, cette période a été sensiblement plus longue (35 - 40 jours).

Pendant la saison chaude, nous avons enregistré 5 stades larvaires avec 4 mûes, la 5ème correspondant à la mûe nymphale.

Chrysalide :

La chrysalide (fig. 70, 71, 72) est d'un brun foncé ; elle mesure 8 à 9 mm, celle du mâle étant généralement plus petite que celle de la femelle. La nymphose s'opère dans les plis des feuilles ou entre deux feuilles rassemblées par des fils soyeux. Le cocon est feutré d'un blanc pur.

Dans la salle climatisée, la durée de ce stade est de 12 jours ; dans l'étuve, à 26°C., elle est de 7 à 8 jours et, à 22°C. de 6 jours. Avec les conditions climatiques de l'année 1965, nous avons enregistré en juin 14 jours pour certaines chrysalides.

Adulte :

Le papillon mesure 20 à 22 mm d'envergure chez la femelle, 15 à 18 mm chez le mâle. Les ailes antérieures sont larges, rectangulaires, tronquées à l'extrémité, de couleur rouge brique, parfois légèrement saupoudrées de gris. Chaque aile est maculée de deux bandes

transversales, obliques, de couleur plus foncée, dirigées de haut en bas, situées l'une vers le milieu de l'aile et l'autre dans l'angle supérieur ; la coloration des ailes varie d'ailleurs considérablement suivant les individus. Chez certains, elle est claire avec des bandes fortement marquées, chez d'autres, foncée et presque uniforme. Dans beaucoup de cas, les bandes sont plus ou moins délavées.

Les ailes inférieures sont d'un orangé vif, la bordure est noire, le corps est brun cerclé d'orangé à l'intersection de chaque segment.

Répartition géographique :

C. pronubana est une espèce particulièrement répandue autour de la Méditerranée, notamment en Afrique du Nord, en Asie mineure, en Italie, en Grèce, en Espagne.

Biologie :

La chenille de ce lépidoptère est très polyphage et vit sur un nombre considérable de plantes, notamment sur : l'oeillet (Dianthus sp.), les acacias australiens, différentes légumineuses ligneuses, enfin l'olivier, le troène et le jasmin ; ces divers végétaux constituent avec l'oeillet les hôtes les plus fréquents sur la côte d'Azur.

C. pronubana doit être considéré comme un insecte très nuisible à l'oeillet, d'où le nom de "Tordeuse de l'oeillet" qui lui a été donné.

Au printemps et durant l'été 1965, nous avons trouvé à Montpellier un nombre considérable de ces chenilles sur les folioles du Sainfoin d'Espagne dans nos champs d'essais.

La biologie de cette espèce a été étudiée par FISCHER en Angleterre dans les serres du jardin botanique de "KEW" et durant l'année 1930 à Antibes.

D'après FISCHER, il n'y aurait que 2 générations au cours de l'année, le premier vol se situant au printemps, l'autre à l'automne. Au laboratoire, nous avons pu obtenir 3 générations, mais dans les conditions naturelles nous n'avons pas pu déterminer avec précision le nombre de générations. L'insecte hiverne à l'état de chenille ; celle-ci se réfugie dans un cocon soyeux feutré protecteur, agglutinant les feuilles. Les premières chrysalides s'observent en mai et elles sont abondantes en juin. C'est au début de juin que les papillons sont nombreux.

Nature des dégâts :

Le Sainfoin d'Espagne ayant des folioles grosses est très favorable au développement des chenilles de C. pronubana HUB. Les chenilles au jeune âge sont mineuses et creusent des galeries sous épidermiques même à l'intérieur des pétioles. Elles respectent l'épiderme supérieur et inférieur des folioles. Les chenilles âgées et celles qui sont au dernier stade larvaire enroulent les folioles à l'aide de leurs sécrétions soyeuses et vivent à l'intérieur (fig. 73).

*

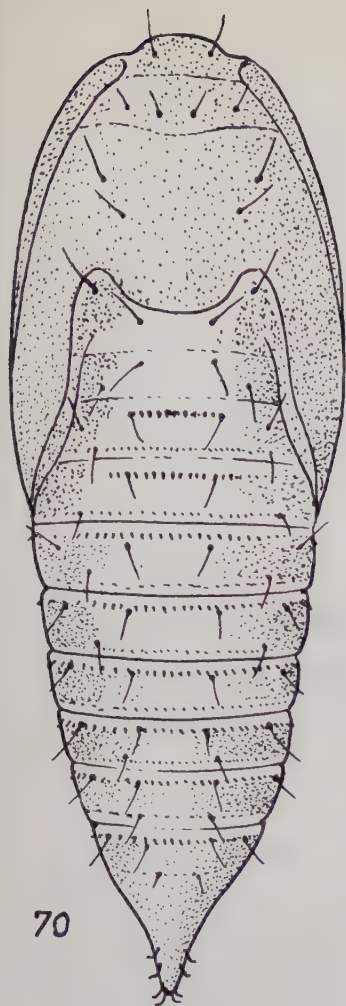
* *

Légende des figures

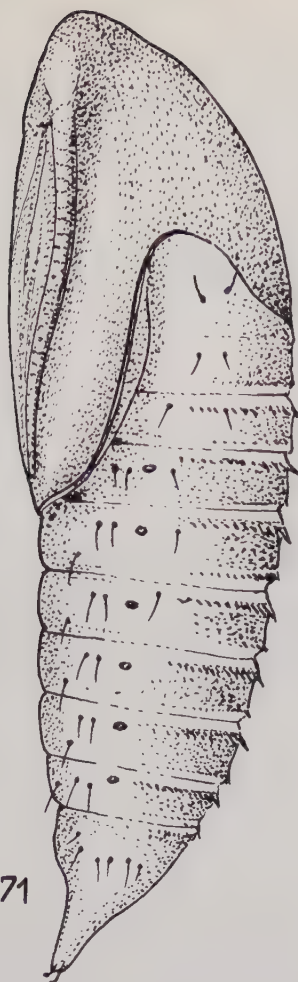
Cacaecia pronubana HUBNER

Fig. 70, 71, 72 : (Chrysalides vue dorsale, ventrale et du profil) x 14.

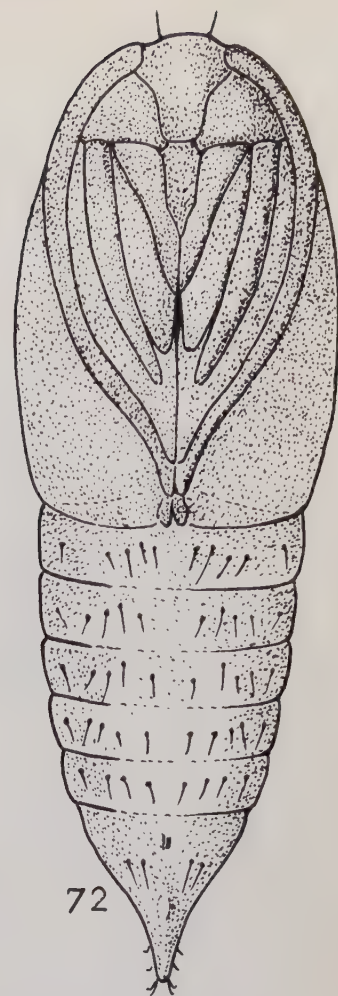
Fig. 73 : Dégâts de la chenille sur les folioles du Sainfoin
d'Espagne (x 2).



70



71



72



73

FAMILLE DES PYRALIDAE

Asopia farinalis L.

Syn. : (= *Pyralis farinalis*).

BALACHOWSKY & MESNIL (1936), p. 1715, 1752 ; BOUBEE (1949) Atlas
Lépidoptères de France, Belgique, Suisse.

A la recherche des destructeurs des graines de Sainfoin, nous avons trouvé des gousses plus ou moins mûres, sur lesquelles il y avait des petites cécidies brunâtres. A l'intérieur de chaque gousse nous avons trouvé une jeune chenille blanc-jaunâtre.

Les jeunes chenilles mangent exclusivement des graines et dans les stades plus âgés, se nourrissent de graines et d'autres débris végétaux.

Biologie :

La vie larvaire dure de 40 à 50 jours (à l'air libre). La durée du développement de la chrysalide dans les mêmes conditions a été de 8 à 9 jours et de 7 jours dans une salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.).

Le mâle et la femelle s'accouplent en général un jour après l'éclosion. La période d'accouplement dure de 5 à 6 heures. La femelle à l'état de repos recourbe l'extrémité de son abdomen vers le haut.

Chenille mûture : (fig. 74).

La couleur fondamentale de la chenille est d'un blanc jaunâtre ; elle mesure 18 à 20 mm de long, tête brune plus ou moins foncée. Le premier segment thoracique possède une paire de spiracles trachéens bien développés avec le bord noir. La plaque thoracique brunâtre, très développée, couvre une grande partie de la face dorsale du 1er segment thoracique.

Le premier segment thoracique est blanc avec des points grisâtres.

Le deuxième segment thoracique, également blanc avec des points semblables à ceux du premier segment.

Le troisième segment thoracique est d'un blanc jaunâtre.

Les segments abdominaux ont une couleur crème. L'avant-dernier segment abdominal, dorsalement est légèrement grisâtre. Plaque anale assez développée, jaune foncé.

Moeurs :

Au terme de sa croissance, la chenille construit à l'aide de ses sécrétions soyeuses une sorte de chaîne ou collier formée de gousses, à l'intérieur de laquelle elle tisse un cocon définitif. Nous avons pu observer deux, trois et parfois quatre chenilles en agglomérant les gousses, Elles font un collier mesurant de 10 à 15 cm de long.

Cet insecte peut être considéré comme nuisible dans les greniers, mais le pourcentage des dégâts dans la nature ne nous semble pas très élevé.

Chrysalide :

Elle est d'un brun brillant ; sa longueur est de 8 à 9 mm ; largeur maximale : 2 mm.

Description adulte :

Le mâle est d'une envergure de 17 mm ; l'aile supérieure a la partie basale et la région du bord externe de couleur brune. La partie discale est grise et jaunâtre. L'aile postérieure est variée, de gris clair et de gris sombre.

*

* *

FAMILLE DES GEOMETRIDAE

Chiasma clathrata L.

KIRBY (1882) p. 320, pl. 45, fig. 11 (ouvrage anglais) parle de cette espèce sous le nom de Fidonia clathrata L. et l'indique en Europe, nord et ouest de l'Asie. Papillon de mai à août, chenille en mai, juin et de nouveau en août-septembre.

SIEPI (1904) dans son ouvrage (Lépidoptères B du R. et Ste Baume) signale cette espèce sur Médicago sativa et diverses autres légumineuses sous le nom de Phasiane clathrata.

Georg WARNECK (1964) signale cette espèce (C. clathrata L.) dans les champs de trèfle. LHOMME (L.) Cat. Lépid. Fr. & Belg. 1923-1935, p. 444, n° 1158.

Description :

C. Clathrata L. est très variable, mais on la reconnaît aux dessins réticulés formés par les stries transversales et par les nervures foncées, les franges nettement marquées de blanc et brun foncé. Cils des antennes courts. Envergure : ♂ 23 mm ; ♀ 28 mm. La couleur fondamentale du corps est la même chez le mâle et la femelle ; coloration jaune pâle avec des bandes transversales d'un brun noirâtre constituant des dessins que nous venons de citer.

La différence entre mâle et femelle s'établit comme suit :

- 1/ Le mâle présente un abdomen long, effilé,
- 2/ Celui de la femelle est court et plus ou moins volumineux.

Les segments abdominaux sont revêtus d'écailles d'une couleur jaune pâle et d'un brun plus ou moins foncé.

Antennes : Chez la femelle, l'antenne présente 44 articles

et 45 chez le mâle. Elle est revêtue d'écailles de la même couleur que celle du corps. Les antennes sont insérées près du bord marginal des yeux.

Yeux : Les yeux sont plus ou moins hémisphériques. Chez l'adulte vivant ils sont d'une couleur verte très claire avec un reflet métallique jaune-verdâtre.

Pattes : Les pattes sont grêles, écailleuses, d'une couleur jaune dans toute leur longueur.

Accouplement et ponte :

Au laboratoire nous avons noté que l'accouplement dure 20 minutes. Peu de temps après, la femelle commence à pondre. Le nombre d'oeufs déposés par une femelle dans une période de 24 heures a varié entre 25 et 30. Selon les conditions climatiques, (1965), les premiers oeufs sont déposés du début à la mi-avril.

Lieu de ponte :

Les femelles déposent leurs oeufs sur les feuilles, les épis floraux et parfois sur les tiges. Au laboratoire elles les déposent même sur le papier buvard humide en groupes de 2 à 3 ou en paquets de 8 à 10.

Description de l'oeuf :

L'oeuf de C. clathrata est elliptique, mesurant 0,66 mm de long sur 0,50 mm de large, vert. Les empreintes des cellules folliculaires font des dessins réticulés sur le chorion.

Nous avons disséqué une femelle un jour après l'éclosion ; l'abdomen était bourré d'oeufs à peu près au même stade de développement. Les gaines ovariennes occupent seulement la partie abdominale sans pénétrer dans la partie thoracique. Elles avaient une couleur blanchâtre avec des oeufs verts. Elles étaient entourées par les cellules nourricières jaunâtres. Nous avons compté les oeufs : le nombre total pour notre sujet

était de 160, dont 130 étaient à peu près mûrs et 30 moins développés et blanchâtres.

Au début de la dissection, après avoir ouvert les segments abdominaux, on pouvait voir les trachées nacrées, plus ou moins grosses, qui forment un filet réticulé soutenant les gaines ovariennes.

Durée d'incubation :

Au laboratoire, à la température constante de 20°C., la durée d'incubation est de 12 jours. Selon nos observations, nous avons constaté que cette période est avant tout directement liée aux conditions climatiques de la région. D'après nos expériences faites au laboratoire en ce qui concerne l'influence de la chaleur sur la durée d'incubation dans les températures constantes, nous avons obtenu les chiffres mentionnés dans le tableau ci-dessous :

Température en degrés centigrades	25	22	21,5	20	16	15	14
Durée d'incubation en jours	6-7	7-8,5	9	12	14-15	16,5	20-35

La température de seuil pour cette espèce est de 14°C.

Larve néonate :

La chenille néonate mesure 1,5 à 2 mm de long. Peu après l'éclosion, elle commence à chercher sa nourriture. Elle est très mince ; la tête est jaunâtre, le corps d'une couleur ~~vert~~-jaune. Les ocelles sont au nombre de 12 (6 de chaque côté), 5 forment un arc dont la courbure est dirigée vers l'intérieur et le 6ème est isolé de celui-ci.

Larve mûre :

La chenille au dernier stade larvaire (fig. 75) mesure 20 à 22 mm de long, de couleur verte. Latéralement, il y a une bande longitu-

dinale, blanchâtre, qui se termine dans la partie antérieure du corps. Dorsalement, on observe 4 bandes longitudinales, moins larges, parallèles entre elles, qui vont du premier segment thoracique jusqu'à l'avant dernier segment abdominal. Dimensions de la capsule céphalique (fig. 76) (anteropostérieures) : Max. = 1,6 mm, Min = 1,3 mm.

Dimorphisme sexuel chez la chenille :

D'après plusieurs élevages que nous avons fait au laboratoire (salle climatisée) et également dans les conditions naturelles (à l'air libre), nous avons observé que les chenilles qui sont d'une teinte plus ou moins verte pendant les 2 premiers stades, deviennent d'un violet rougêâtre à partir du troisième stade ; dans les mêmes conditions au point de vue élevage, les chenilles devenues violettes se transformaient en chrysalide 3 jours plus tard que les chenilles ordinaires (celles restées vertes). Au laboratoire, nous avons séparé ainsi les 2 types de chrysalides obtenues. Les chrysalides provenant des chenilles violettes produisent l'imago en moyenne un jour plus tard que les chrysalides provenant des chenilles vertes.

Les chrysalides des chenilles vertes donnent naissance à des papillons mâles.

Les chrysalides des chenilles violettes donnent naissance à des papillons femelles.

Sur la capsule céphalique des chenilles femelles, les tâches et points bruns sont beaucoup plus nombreux que chez les mâles ; il en est de même pour la plaque anale.

Organes sensoriels :

Les ocelles sont au nombre de 10 (5 de chaque côté) dont 4 plus ou moins gros et le 5ème petit.

Pattes : Comme les représentants de la famille des Géometri-

Légende des figures

Asopia farinalis L.

Fig. 74 : Chaetotaxie de la chenille mûture : Chiasma clathrata L.

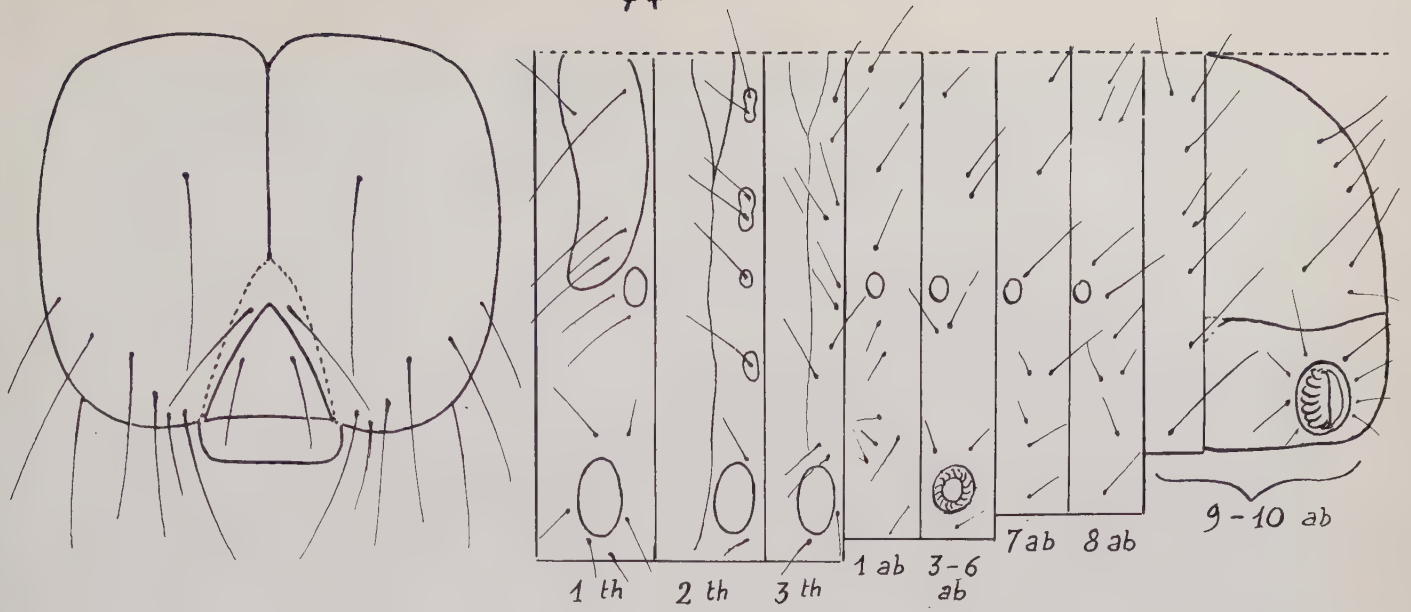
Fig. 75 : Chaetotaxie de la chenille mûture.

A - Patte thoracique (face interne).

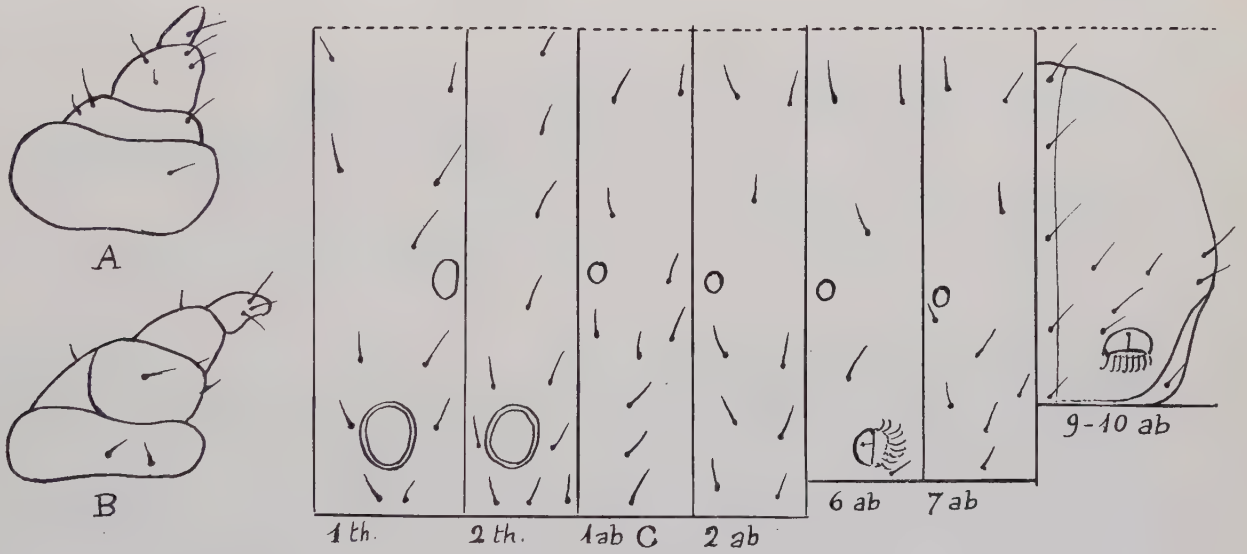
B - Patte thoracique (face externe).

Fig. 76 (O-E-F) : Chaetotaxie de la capsule céphalique de la chenille mûture (vue dorsale, ventrale et du profil).

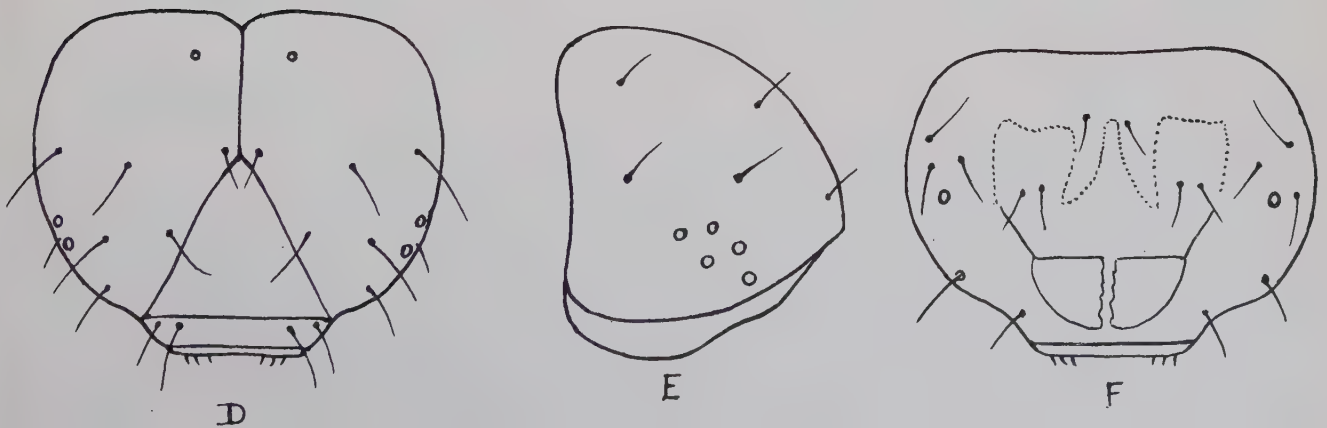
74



75



76



dae, les chenilles de C. clathrata L. ne possèdent que dix pattes : 3 paires de pattes thoraciques (écailleuses), une paire de pattes membraneuses sur le 6ème segment abdominal et une paire anale.

Au point de vue de la longueur du pas, ces chenilles ont donc une progression beaucoup plus rapide que les chenilles normales.

Tableau indiquant le nombre de stades larvaires
(longueur et largeur en mm.)

Stades larvaires	1	2	3	4	5
Longueur en mm.	1,5-2	5-6	10	14-15	20-22
Largeur en mm.	0,25	0,75	1	1,5	2

Les mûes larvaires :

Nos observations au laboratoire nous montrent que les mûes larvaires dépendant de la température et de la nourriture.

Les durées des stades larvaires en fonction de la température sont indiquées dans le tableau suivant :

Températures	1ème mûe	2ème mûe	3ème mûe	4ème mûe
16°C.	10 j.	9 j.	8 j.	10 j.
20°C.	4-5 j.	8 j.	7 j.	8 j.
22°C.	4-5 j.	7-8 j.	6 j.	8 j.
25°C.	4 j.	6 j.	8 j.	9 j.

Chrysalide :

La chrysalide (fig. 77) mesure 9 à 10 mm de long ; elle est d'un brun rouge, brillant. A la partie antérieure, on observe 4 chêtes

plus ou moins développées. Le dernier segment abdominal est effilé ; celui-ci, à la partie postérieure, se bifurque. La durée de ce stade dans la salle climatisée (T. 25°C. et 80 % H.R.) a été de 8 jours pour la chrysalide mâle et de 9 jours pour celle de la femelle.

Longévité des adultes :

La longévité de C. clathrata L. au laboratoire pour la femelle a été de 10 à 12 jours et de 8 jours pour le mâle. Les adultes se nourrissent un peu pendant leur vie,

- soit de jus de sucre (très faible concentration),
- soit de nectar existant dans les fleurs du Sainfoin.

Dégâts occasionnés :

Les chenilles néonates se tiennent toujours au bord des folioles et mangent le parenchyme chlorophyllien en respectant l'épiderme inférieur des folioles, tandis que les chenilles plus âgées ou celles qui sont au dernier stade larvaire, sont très voraces et dévorent les folioles d'une façon irrégulière.

Plantes-hôtes :

Les chenilles vivent aux dépens des plantes fourragères de la famille des légumineuses, par exemple : luzerne, trèfle; nous les avons rencontrées en abondance sur le Sainfoin FK, ainsi que sur le Sainfoin d'Espagne.

Génération :

Dans le Midi de la France, à Montpellier, nous avons enregistré 3 générations annuelles. Elles se succèdent pendant la belle saison depuis le mois d'avril jusque vers la fin de septembre.

Pour l'année 1965, dans la région de Montpellier :

- 1ère génération 22 mai,
- 2ème génération 20 juillet,
- 3ème génération 20 septembre.

La durée d'une génération est d'abord influencée par la température. Au laboratoire, à une température moyenne de 18-20 degrés centigrades, la durée d'une génération a été de 48 jours. Dans les conditions climatiques de l'été 1965, la moyenne de la température était assez basse et, de ce fait, la durée des 2ème et 3ème générations s'est trouvée un peu prolongée.

Les papillons de la 3ème génération s'accouplent et les chenilles provenant des pontes de ceux-ci se chrysalident et entrent en diapause jusqu'au printemps suivant.

Un autre lépidoptère : Sterrhya herbariata FAB. (Géometridae) est aussi sur le Sainfoin. C'est une espèce polyphage particulièrement nuisible aux légumineuses, la chenilles vivant aux dépens des plantes suivantes : Hedysarum coronarium L., Lotus corniculatus, Medicago sativa, L., Plantago psyllium L. etc ...

Génération :

D'après G.S. CANDURA, l'insecte a 3 générations sur le Sainfoin d'Espagne et une génération sur Plantago psyllium L.

G.S. CANDURA a publié en 1931 son travail sur la biologie et la morphologie de cet insecte in "Estratto dal Bollettino del laboratorio di zoologia generale e agraria del R. Istituto superiore agrario di Portici"(vol. XXIV, pp. 233-266).

*

* *

FAMILLE DES NOCTUIDAE

1 - Heliothis obsoleta F.

Syn. : H. armigera HUBNER.

Syst. : HAMPSON (1918), n° 56 ; STAUDINGER (1901) n° 2327 ; SEITZ (1908),
vol. III, p. 266.

Biologie : BALACHOWSKY (1936) p. 817, 1312, 1567, 1288 ; Guido GRANDI (1951)
p. 237, 1067.

Description :

L'envergure de l'adulte varie de 35 mm à 40 mm. Les femelles étant habituellement un peu plus grandes. Tête et thorax brun-gris, abdomen plus clair, surtout sur la face ventrale. L'aile antérieure est d'un jaune grisâtre assez variable avec, vers le bord externe, une assez large bande transverse un peu plus sombre sur laquelle on observe de 7 à 8 points petits, centrés de blanc ; tâche réniforme assez foncée et bien visible ; des réticulations plus ou moins nettes se voient en diverses parties de l'aile. Une plage enfumée se trouve sur l'emplacement de la tâche orbiculaire. Franges à peu près de la couleur de l'aile. L'aile postérieure est d'un gris clair, la moitié externe étant noirâtre avec la frange d'un gris très clair longée par une ligne un peu plus sombre. La tâche discocellulaire noirâtre est bien visible. Antennes finement velues, non pectinées chez les mâles.

Répartition géographique :

La distribution géographique de H. obsoleta F. est très vaste. Elle englobe presque toutes les régions chaudes et tempérées du globe. En France, les dégâts ont été signalés sur le maïs dans la région sud-ouest.

Plantes-hôtes :

C'est un papillon, donc les chenilles sont polyphages : elles ont été signalées comme nuisibles à un grand nombre de plantes : haricots, tabac, lin, pois, etc ... Au mois d'avril 1964, nous avons récolté des chenilles sur le Sainfoin FK à Montpellier. Dans les régions chaudes, l'espèce est signalée sur cotonnier, maïs, canne à sucre et RUSSO (1940) a signalé la présence de cette espèce sur cotonnier en Somalie.

Biologie :

L'hivernation se fait à l'état de chrysalide à une profondeur de 3 cm autour du pied de Sainfoin.

La durée de la nymphose varie entre 10 et 12 jours dans une salle climatisée (T. 25°C et H.R. 80 %). Le cycle complet de cet insecte dure de 34 à 36 jours ; dans les conditions les plus favorables.

Nous n'avons pas eu l'occasion d'étudier en détail la morphologie ni la biologie de cet insecte. D'après Guido GRANDI (1951), vol. II p. 237, cette noctuelle possède 3 à 4 générations en Italie.

2 - Héliothis viriplaca Esp.

Syn. : Chloridea dipsacea L.

Dans le catalogue des lépidoptères de France et de Belgique, L. LHOMME ne mentionne cette espèce que sous le nom de dipsacea L. (p. 141, n° 290). Dans cet ouvrage, cette espèce a été signalée sur : trèfle, luzerne, Ononis et nous l'avons trouvée dans la 1ère décade du mois d'août sur le Sainfoin FK à l'état de chenille (fig. 78)

Chrysalide :

Dans un élevage en salle climatisée, nous avons obtenu la chrysalide. Celle-ci mesure 16 mm de long. Elle est d'un brun foncé. Le

dernier segment abdominal possède deux épines terminales assez longues et de couleur noirâtre.

Les segments abdominaux ont une forme particulière (comme un tonnelet) ; la moitié de chaque segment possède des dépressions très grosses tandis que la moitié postérieure est lisse et brillante.

La durée de la vie nymphale dans la salle climatisée a été de 8 à 10 jours.

Adulte :

La femelle a une envergure de 34 mm ; aile antérieure jaune ôcre à brun olive, lignes internes et externes fines et dentées, indistinctes, aile postérieure avec la base et le bord interne noirâtres diffus, grande tâche cellulaire et large bande marginale avec une tâche claire entre les nervures 2 et 4, franges claires.

Répartition géographique :

Cette espèce se rencontre dans toute l'Europe et les îles Canaries, en Syrie, au Cachemire, Turkestan, Chine et Japon.

3 - Phytometra gamma L.

Syn. : Plusia gamma L.

Bio. : SILVESTRI : Bull. lab. zool. gén. ; PORTICI (1911) p. 283 ;

BALACHOWSKY (1936) p. 1432, 1657, 1660.

Description de l'adulte :

Papillon de taille moyenne : 40 à 45 mm d'envergure, d'une coloration très particulière, les ailes antérieures ayant une couleur plus ou moins grisâtre ; au milieu de chacune on observe une tâche d'un blanc argenté qui ressemble à la lettre gamma. Les ailes postérieures sont d'un brun gris clair, avec une très large bordure noirâtre. Abdomen foncé, mar-

qué de touffes claires sur les premiers segments. Antennes des mâles très faiblement ciliées, palpes gros et dressés, yeux velus.

Biologie :

Le vol est rapide et plus ou moins irrégulier. C'est un papillon très abondant ayant plusieurs générations dans l'année. Certains imagos peuvent même être capturés pendant la saison froide dans le Midi de la France et d'autres pays méditerranéens. Récemment, en octobre et novembre 1965, une très importante pullulation a été observée dans les régions proches du littoral dans le département de l'Hérault, et nous avons noté des sujets capturés à Montpellier en octobre, novembre et décembre. Dès la fin du mois d'octobre, nous avons observé la présence de nombreuses chenilles sur le Sainfoin d'Espagne. D'après nos observations, la femelle dépose ses oeufs sur la face supérieure ou inférieure des folioles. Ils sont blanc-crème. L'incubation dans une salle climatisée dure 9 jours.

La chenille au premier stade mesure 1,8 mm de long, sa couleur est crème pâle ; au dernier stade larvaire, elle mesure 2,8 cm ; elle est très amincie en avant, la tête petite, jaune brunâtre, marquée de noir ; le corps est entièrement d'un vert clair (divers auteurs ont observé que lorsque les chenilles sont très nombreuses en un même lieu, leur coloration est très sombre "fauve").

Six petites lignes blanchâtres parcourent dorsalement la chenille, de chaque côté une mince bande jaunâtre ; les stigmates sont blancs cerclés de noir. La chenille ne possède que 3 paires de fausses pattes : deux ventrales et une anale. Les pattes thoraciques sont de teinte brunâtre.

La durée de la vie larvaire dans une salle climatisée a été en moyenne de 28 jours. Dans les conditions naturelles nous avons enregistré 5 stades larvaires dans le Midi de la France. D'après SILVESTRI

les premiers adultes pondent au mois de mai. En ce qui nous concerne, nous avons observé les premières pontes à partir de mars 1966. Il est évident que selon les conditions météorologiques qui peuvent varier un peu suivant les années, les pontes peuvent s'effectuer plus ou moins tôt.

Chrysalide :

Elle a une couleur noire, brillante. Elle mesure 20 mm de long. Au laboratoire (18 à 20°C.) la durée du développement de la chrysalide a été de 14 à 16 jours.

Répartition :

La Distribution géographique de cet insecte étant très vaste, elle englobe une grande partie de l'Europe, l'Asie jusqu'à l'Inde et la Chine, l'Afrique et l'Amérique du Nord. En France, l'espèce se rencontre presque partout ; elle est particulièrement abondante dans le Midi.

Nature des dégâts. Plantes-hôtes :

Sur le Sainfoin d'Espagne, les chenilles âgées dévorent entièrement les folioles ; celles qui sont moins âgées font des trous ronds et plus ou moins réguliers sur la feuille (fig. 79).

Les chenilles néonates mangent le parenchyme des folioles en respectant l'épiderme supérieur. Les dégâts occasionnés n'ont pas partout la même importance : dans le nord de l'Europe ils sont moins fréquents que dans le Sud.

KRASUCKI signale l'espèce comme fréquente sur les betteraves, les choux et les haricots en Pologne et PAPE sur les pommes de terre dans le Duché de Brandebourg. En Angleterre et au Danemark, l'insecte occasionne des dégâts considérables.

Lutte contre les Noctuelles :

- 1/ Lutte à l'aide d'abris piégés dans les champs de faible étendue.

- 2/ Destruction des plantes sauvages avant la période de la ponte.
- 3/ Pulvérisation à 30-35 g. d'aldrine ou à 20 g. de dieldrine/Hl.
- 4/ Emploi d'appâts empoisonnés, par exemple :
 - 100 kg de son
 - 20-50 l. d'eau
 - 400 g. (M.A.) de dieldrine.

Le mélange doit être dispersé à la main dans la soirée.

*

* *

FAMILLE DES ARCTIIDAE

Phragmatobia fuliginosa L.

Syst. : LINNE (1758) ; HAMPSON, n° 1672 ; SEITZ, vol. II, p. 79 ; KNNEL (1908) p. 158.

Bio. : Guido GRANDI (1951) : Introduzione allo studio dell' entomologia, Vol. II, p. 225 ; KNNEL (1908), p. 158.

Description de l'adulte :

Tête assez petite, avec des poils écailleux assez longs, antennes blanchâtres plus sombres à l'extrémité, thorax fortement poilu, brun assez foncé, ailes faiblement écailleuses et, par suite, d'aspect hyalin. Les ailes supérieures sont d'un rouge rosé (plus ou moins carminé) avec deux points noirs à l'extrémité de la cellule ; le bord externe présente une bordure noire, large, parfois réduite à quelques petites macules. L'abdomen est rouge carminé avec des taches noires formant une bande centro-dorsale et aussi des tâches noires latérales.

Biologie

Accouplement et ponte :

Au laboratoire, à une température moyenne comprise entre 18 et 20°C. deux jours après l'éclosion, les mâles et les femelles s'accouplent et à cette température la période préovipositaire a été de 1 à 1,5 jour.

Au moment de la ponte, la femelle évagine l'ovipositeur et dépose ses oeufs. Les oeufs sont pondus isolément ou par groupes de 5 à 6. Dans les cas où ils sont groupés ils sont déposés les uns à côté des autres. Les oeufs sont pondus en position dressée, en général sur la

face supérieure des feuilles des plantes nourricières.

Le nombre d'oeufs pondus par une femelle en élevage est d'environ 150 (celui-ci peut varier selon les sujets). A la dissection, nous avons compté 240 oeufs dans l'abdomen d'une femelle.

La durée d'incubation est variable suivant la saison : 6 jours à la fin du printemps, et 8 à 10 jours en automne. Cette durée dans une salle climatisée a été de 5 jours.

Au laboratoire, nous avons enregistré 5 stades larvaires (en salle climatisée).

Premier stade larvaire :

La larve néonate mesure 1,5 mm de long et 0,25 mm de large ; elle est d'un blanc jaunâtre, tête d'un brun-jaune ; la dimension antéropostérieure est de 0,33 mm. Les segments thoraciques ont à peu près les mêmes dimensions. 3 paires de pattes thoraciques bien développées, jaunâtres ; pattes membraneuses au nombre de 5 paires : 4 paires sur les segments abdominaux 3, 4, 5 et 6 et une paire sur le dernier segment abdominal.

Le tableau ci-dessous indique le nombre de stades larvaires et les dimensions de ceux-ci :

Stade	1	2	3	4	5
Longueur en mm.	1,5	5	12	22	30
Largeur en mm.	0,25	2	3,2	4,5	5,5

Influence de la température sur les mûes larvaires :

Au laboratoire, aux températures de 22 et 25°C, nous avons enregistré 4 mûes larvaires. Les chiffres obtenus nous permettent de présenter le tableau suivant :

Tableau indiquant le nombre de mues larvaires et durée
entre celles-ci

Température	1 ^{ère} mue	2 ^{ème} mue	3 ^{ème} mue	4 ^{ème} mue
22°C.	2 jours	6 jours	8-9 jours	5-6 jours
25°C.	3 jours	7 jours	10 jours	4 jours

Pour l'étuve à 22°C, la durée entre l'éclosion de l'oeuf et l'apparition du papillon est de 33 jours, et dans l'étuve à 26°C, elle est de 35 jours.

D'après nos élevages, la température de 31°C n'est pas très favorable pour le développement larvaire car à cette température les chenilles restent petites, inactives et ne se nourrissent pas suffisamment.

Les températures de 10 et 15°C nous ont donné les résultats suivants : Dans le premier cas, les chenilles mènent une vie ralentie et se nourrissent très peu ; pour passer au deuxième stade larvaire il faut compter 30 jours. Dans le deuxième cas, l'activité larvaire est plus grande.

Chrysalide :

La chenille au terme de sa croissance est très vorace ; elle se retire pendant 3 jours et se transforme en chrysalide (fig. 80) ; celle-ci est noire ou d'un brun noir luisant, avec des incisions claires, jaunâtres. Longueur : 1,5 cm ; largeur : 0,5 mm.

La chrysalide de P. fuliginosa L. ne présente pas de diapause.

Dans la salle climatisée à 25°C, la durée de ce stade est de 8 jours. A la température constante de l'étuve (26°C) elle est de 7 à 7,5

jours et à 20°C. elle est de 6 jours.

Nombre de générations :

D'après MENOZZI, l'insecte a, en Italie, deux générations dont la première en avril-mai. Au laboratoire, nous avons pu suivre jusqu'à la troisième génération, mais nous n'avons pas eu l'occasion de trouver le nombre des générations dans la nature. A Montpellier, dès la fin d'avril 1965, nous avons rencontré la première génération.

Hibernation :

Cet insecte passe l'hiver à l'état de chenille mûre se trouvant au mois de février. Celle-ci se cache sous des débris végétaux au pied des Sainfoins. Elles ne tissent pas de cocon pour passer la saison froide. Nous en avons récolté un nombre considérable et nous les avons placées dans la salle climatisée. Dans ces conditions, la chenille se nourrit quelques jours, ensuite elle commence à tisser un cocon à l'aide de ses sécrétions soyeuses et certains poils longs de son corps. Le cocon mesure 22 mm de long ; il est ovoïde. A ce moment, la chenille commence à se transformer en chrysalide.

Dégâts :

La chenille néonate, après l'éclosion, commence à chercher sa nourriture ; elle enlève et dévore l'épiderme supérieur et le parenchyme des folioles du Sainfoin en respectant l'épiderme inférieur. Les chenilles âgées font des trous sur les folioles.

Plantes-hôtes :

Les chenilles polyphages se nourrissent des feuilles des légumineuses fourragères. Au cours de notre travail, nous en avons rencontrées en nombre considérable. Les plantes attaquées sont les suivantes : Luzerne, trèfle, Sainfoin, et Brassica rapa, B. napus, Lapa major, etc ..

Répartition géographique :

Dans toute l'Europe, le nord de l'Asie et certaines parties du nord de l'Afrique jusqu'au Japon et depuis la Laponie jusqu'au Maroc.

*

* *

Légende des figures

Chiasma clathrata L.

Fig. 77 : Chrysalide.

*
* *

Heliothis obsoleta F.

Fig. 78 : Dégâts de la chenille mûre sur le Sainfoin F.K.

*
* *

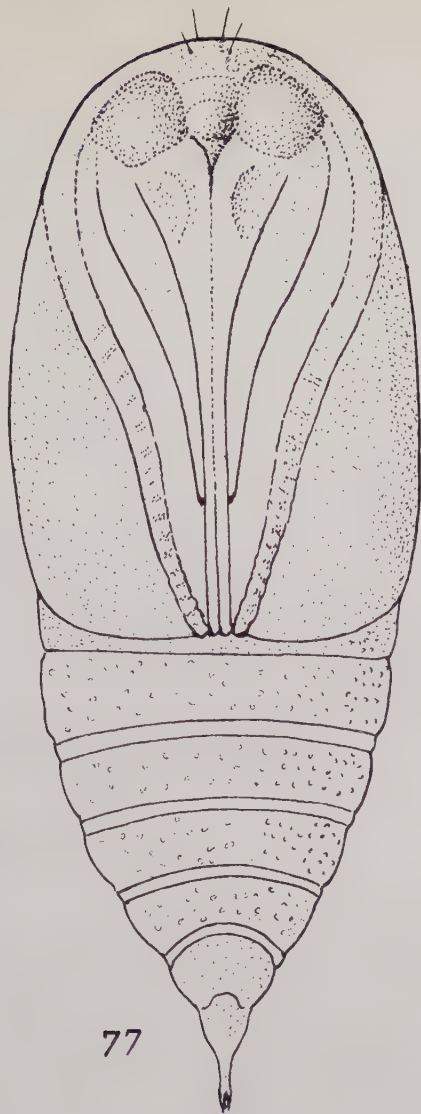
Phytometra gamma L.

Fig. 79 : Dégâts de la chenille mûre sur le foliole du Sainfoin d'Espagne Hedysarum coronarium L.

*
* *

Phragmatobia fuliginosa L.

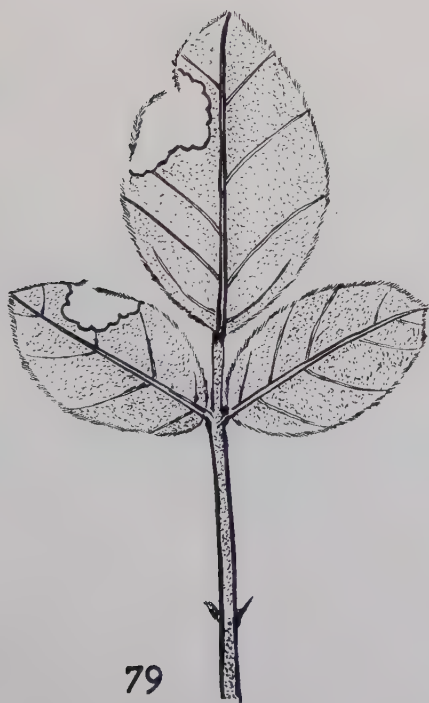
Fig. 80 : Chrysalide.



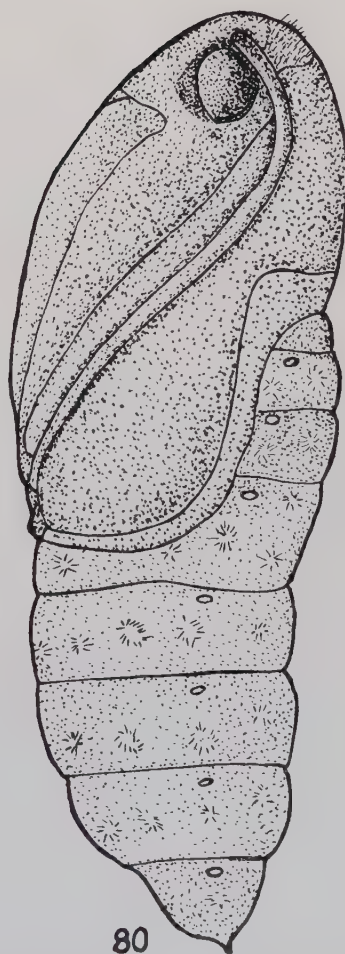
77



78



79



80

P A P I L I O N O I D E A (Diurnes)

FAMILLE DES PIERIDAE

Colias croceus FOURCROY

GRASSE (Professeur Pierre-P.) : Progrès agricole et viticole, 46ème année 1929, n° 10-14 ; WILLIAMS C.B. : The journal of animal ecology, vol. 20, n° 2, p. 180-190 (novembre 1951) ; K. de PUYSEGUR : Annales de la Société d'Histoire naturelle de l'Hérault, 1er trimestre 1955, observations sur *Colias croceus* FOURCROY.

Description de l'imago :

Les mâles et les femelles sont d'un beau jaune vif. La face supérieure des ailes présente une large bordure noire, plus étroite aux ailes inférieures. Les femelles se distinguent des mâles par la présence de tâches jaunes dans la bordure noire aux ailes supérieures. Chez les deux sexes, il existe un point noir discocellulaire aux ailes antérieures. La taille des imagos est très variable.

L'oeuf :

L'oeuf est fusiforme, avec des côtes et des stries. Lorsqu'il vient d'être pondu, il est d'un blanc nacré, virant au brun-rouge quelques heures après et devenant noirâtre au cours de la période qui précède la naissance de la chenille.

Ils sont déposés en position dressée, en général sur la face supérieure des folioles. La durée d'incubation est variable suivant la saison, 3 jours seulement en été et 10 à 12 jours en automne.

chenilles :

La chenille est d'un gris jaunâtre au moment de la naissance ; elle devient ensuite d'un beau vert avec une bande jaune sur chaque flanc. Cette bande présente des points d'un rouge-orange vif ; d'après les observations de K. de PUYSEGUR, les chenilles qui produisent les imagos de la forme Vernalis VTY sont souvent d'assez petite taille, tandis que celles qui donnent la forme Ampla VTY sont fréquemment plus grandes.

Les chenilles sont actives, elles se nourrissent et se développent parfaitement par des températures très différentes. Dans le Midi (Lavalette), nous avons constaté les dégâts des chenilles sur le Sainfoin lorsque la température oscille entre 8 et 10°C. Les grandes chaleurs de l'été favorisent une croissance accélérée.

Chrysalide :

La chrysalide de C. croceus ressemble à celle de Pieris rapae L., mais elle est plus massive. La coloration varie un peu suivant les individus étant généralement d'un gris vert ou d'un jaune verdâtre, avec une bordure plus pâle. La durée de la vie nymphale dans la salle climatisée a été de 8 jours et de 10 jours au laboratoire.

Biologie :

C'est un lépidoptère dont les chenilles sont assez polyphages. Avec les conditions météorologiques favorables dans le Midi de la France, on peut observer 5 générations d'après K. de PUYSEGUR.

- 1ère génération : de la saison froide de novembre à avril, avec quelques éclosions précoces en janvier et février. Les imagos de cette éclosion appartiennent à la forme Vernalis VERITY.
- 2ème génération : au printemps : mai-juin. Les imagos appartiennent à la forme Ampla VERITY.

- 3ème génération : début de l'été, juin-juillet. Les imagos appartiennent à la forme typique ou s'en rapprochent beaucoup.
- 4ème génération : à la fin de l'été. Il s'agit ici de la forme typique : Croceus croceus FOURC.
- 5ème génération : de l'automne, septembre-~~o~~ctobre. C'est la forme nommée Autumnalis ROCCI.

*

* *

FAMILLE DES LYCAENIDAE

1 - Callophrys rubi L.

Chenilles polyphages. La papillon a une seule génération.

2 - Everes argiades PALL.

Syn. : amyntas SCHIFF ; tiresias ROTT.

Chenille vivant aux dépens des légumineuses herbacées : Sainfoins, trèfles, Lotus corniculatus, etc ... Les oeufs sont pondus sur les fleurs ; ils éclosent au bout de 10 à 12 jours. Les chenilles de septembre hivernent. Ordinairement, 2 générations.

3 - Plebejus argus L.

Espèce à 2 générations dans le Midi, mais une seule dans le Nord et sur les hautes montagnes. L'oeuf hiverne pour éclore en février ou mars.

4 - Aricia agestis SCHIFF.

Syn. : astrarchi BERGSTR.

Les oeufs sont déposés isolément ou parfois par groupes. 2 générations. Les chenilles de la seconde génération hivernent pour se métamorphoser au printemps suivant.

5 - Glaucopsyche alexis PODA.

Syn. : Cyllarus ROTT.

Une seule génération de chenilles vivant sur les légumineuses fourragères, 2 générations dans le Midi de la France.

6 - Agrodiaetus dolus HB.

Plantes-hôtes : Onobrychis sativa, Medicago sativa.

7 - Polyomatus icarus ROTT.

Syn. : Alexis HB, Thetis Esp.

Chenille :

La robe de la chenille est d'un vert plus ou moins sombre, sablé de noir. Tête noire avec les mandibules pâles.

Chrysalide :

Vert brillant à dorsale sombre et stigmates jaunes.

Biologie :

Cette espèce a 2 générations avec parfois une 3ème. L'hibernation s'effectue à l'état de chenille. En février 1964, nous avons trouvé quelques chenilles. La chrysalide est généralement dans une sorte de cocon très léger.

8 - Meleageria meleager Esp.

Syn. : Dauphnis BGSTR. et Endymion SCHIFF.

Chenille

Verbe avec des bourrelets jaunes. Stigmates petits, noirs.

9 - Cupido minimus FUESS.

Syn. : Alsus SCHIFF.

Biologie :

C'est une espèce polyphage. Oeuf déposé sur le calice des fleurs. Les chenilles hivernent sous les feuilles des plantes-hôtes.

*

* *

- CHAPITRE III -

O R D R E D E S H Y M E N O P T E R E S

FAMILLE DES EURYTOMIDAE

Eurytoma onobrychidis NIK.

KLOKOV (1927) : Zakhist Roslin (plante protection), 3-4 : 161 (biology) ;
NIKOL'SKAYA (1933) : Entomology. obzr (Entomological review) 25 (1-2) :
122 ; NIKOL'SKAYA (1934), Bull. Ent. Rés. 25 (1) : 141.

Description :

Le segment médiaire ou propodeum possède une dépression médiane. Il est sablé, rugueux.

Femelle : 2,5 à 3 mm de long (fig. 81). Tête légèrement plus large que longue à la partie antérieure et moins large postérieurement. A la partie supérieure du front, on observe une dépression très remarquable. Les antennes (fig. 82-A) sont insérées au milieu du front. Funicule filiforme formé de 5 segments, club de 3 segments, scape de la même longueur mais moins épais que celui du mâle. Thorax légèrement long, convexe ; pronotum 2 à 3 fois plus large que long, mais moins large que le mésonotum. Scutellum ovale, bombé ; ailes antérieures incolores, nervure marginale plus longue que la radiale. Abdomen ovale, comprimé latéralement, à peu près de la même longueur que le thorax. Tergite terminal long, recourbé vers le haut.

Mâle : Chez le mâle, l'antenne (fig. 82-B) est formée de 8 segments. Le 1er segment (Scape) est plus grand que les autres. Funicule ou fouet formé de 5 segments et club (la massue) formé de 2 segments.

La tête et le thorax portent une ponctuation évoquant celles d'un dé à coudre. Longueur : 2 à 2,5 mm.

Répartition géographique :

Europe septentrionale, U.R.S.S., Caucase, Asie Centrale, Asie Mineure.

Description de la larve mûture :

Couleur fondamentale du corps : blanc-jaunâtre. Au terme de sa croissance, elle mesure 2,5 mm de long. Elle est apode. Sa capsule céphalique est bien développée, un peu sclérifiée. Mandibules puissantes, brun foncé.

Le corps est formé de 3 segments thoraciques et de 10 abdominaux (fig. 83). La larve mûture pour se nymphoser ne tisse pas un cocon. La métamorphose s'effectue à l'intérieur de la gousse de Sainfoin (graine).

Nymphe :

Quelques heures après sa formation, elle a une couleur jaune. La tête, les gaines antennaires, les appendices et étuis alaires sont plus blanchâtres. Elle mesure 2 mm de longueur. Dans une salle climatisée (25°C et 80 % H.R.), la durée de la vie nymphale est de 15 jours (fig. 84).

Biologie :

Vers la fin octobre 1964, nous avons récolté des graines attaquées ; à l'intérieur de chacune d'elles il y avait une larve que nous avons mises en élevage dans une salle climatisée. Les larves étaient presque mûres et avaient mangé le grain entier. Deux mois plus tard, les larves commencent à évacuer le contenu de leur tube digestif ; jusqu'à présent, la couleur de la larve qui était blanc-jaunâtre, devient jaune foncé. 3 jours plus tard, la nymphe se forme.

La larve, pendant toute sa vie, consomme la graine entière,

sauf la gousse. Celle-ci forme une logette où la larve va hiberner.

La nymphose s'effectue au printemps. L'insecte adulte, à l'aide de ses pièces buccales broyeuses, fait un trou de sortie ; celui-ci est situé généralement au bord de la gousse. D'après NIKOL'SKAYA (1933), le trou de sortie d'un hyménoptère parasite de la larve de E. onobrychidis NIK : Tetrastichus tibialis KMA. est plus petit. En outre, il est situé à peu près au milieu de la gousse.

Dégâts occasionnés :

E. onobrychidis NIK, dans la région de Cluj (U.R.S.S.) en 1957-59, a causé beaucoup de dégâts dans les champs de Sainfoin. Les dégâts occasionnés en Russie durant les années 1958-59 dans les régions où on avait cultivé cette plante fourragère sont considérables. D'après NIKOL'SKAYA, la perte de la semence oscille entre 30 et 90 %.

A Montpellier en 1964, et 1965, les dégâts occasionnés par cet hyménoptère ont oscillé entre 20 et 30 % dans nos champs d'essais.

*

*

*

Légende des figures

Eurytoma onobrychidis NIK.

Fig. 81 : Adulte femelle d'après NIKOLSKIEJ (x 15).

Fig. 82 : A - Antenne de la femelle.

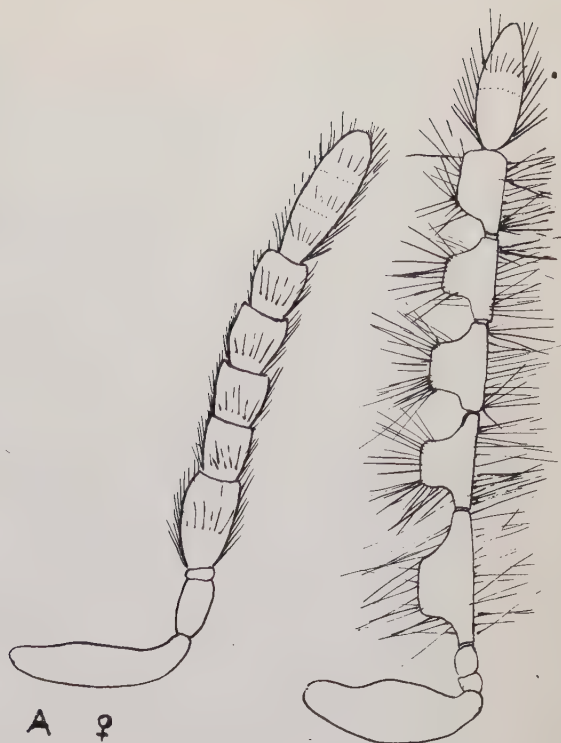
B - Antenne du mâle.

Fig. 83 : Larve mature (x 40).

Fig. 84 : Nymphe (x 55).



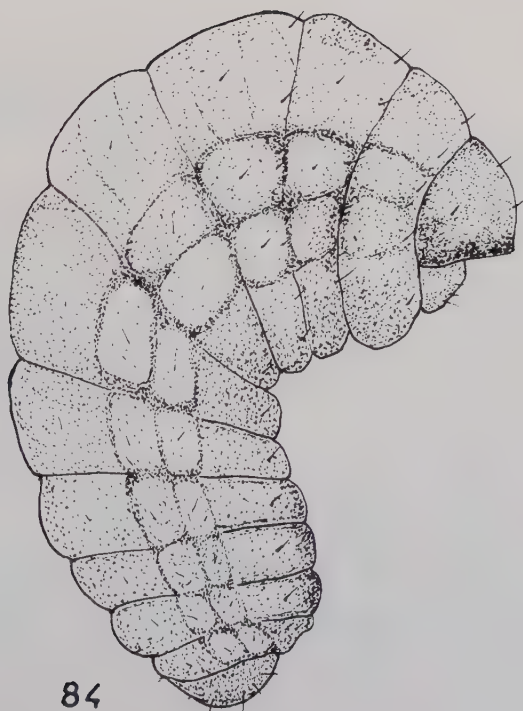
81



A ♀

82

B ♂



84



85

- CHAPITRE IV -

O R D R E D E S D I P T E R E S

FAMILLE DES CECIDOMYIIDAE

Sur le Sainfoin on a signalé deux cecidomyes :

- 1 - Contarinia onobrychidis KIEFF.
- 2 - Bremiola onobrychidis BREMI.

Contarinia onobrychidis KIEFF.

"The review of applied Entomology"

VASSILIEV (Eug. M.), 1914, vol. II, p. 524 ; 1922, vol. X, p. 487.

LEHMAN (H.C.), 1953, vol. XXXI, p. 606.

BAUDYS (E.), 1921, vol. X, p. 487.

Description de l'adulte :

Elle est voisine de Contarinia medicaginis KIEFF. Elle en diffère surtout par le dernier article des antennes du mâle dont le nœud inférieur est 2 fois aussi long que son col et le nœud supérieur est 3 fois aussi long que son prolongement. Les filets arqués dépassent à peine l'extrémité de ce dernier.

La larve :

Elle est d'une couleur jaune citron, à corps superficiellement réticulé, à spatule à peine échancrée ou entière ; elle vit en société dans la fleur du Sainfoin qui se gonfle et ne fructifie pas.

Biologie :

En 1917, on a signalé la présence de cette espèce pour la première fois en Angleterre. En 1931, les dégâts occasionnés par C. onobrychidis KIEFF ont été signalés dans la région de Wiltshire; après une attaque sur une surface considérable, on avait noté 50 à 60 % de diminution de récolte.

La pupaison s'effectue dans le sol. Dans les régions productrices de graines, pour arrêter le développement de cet insecte, on fauche la culture avant la floraison complète ; dans ce cas, la deuxième floraison est destinée à fournir des graines.

En ce qui concerne nos recherches pendant l'année 1965 et 1966 à Montpellier, nous n'avons pas trouvé ce diptère.

Dans le département de l'Aveyron dans nos champs de Sainfoin, nous avons eu la chance de trouver quelques larves. Pas de réussite en élevage pour la détermination de l'espèce.

Bremolia onobrychidis BREMI.

H. F. BARNES (1946) : Gall Midges of economic importance. Vol. II, p. 52.

Diagnostic :

Les feuilles du Sainfoin sont pliées.

Dégâts :

Les larves vivent sur les petites feuilles de Sainfoin qui deviennent semblables à des cosses et se tordent quelquefois.

Distribution : Europe centrale, occidentale et Italie.

Plantes nourricières :

A l'origine, cette espèce a été décrite à partir de spécimens

élevés sur le Sainfoin : Onobrychidis sativa LMK. Parmi les plantes nourricières on peut compter :

- 1/ Onobrychis aequidentata d'URO.
- 2/ Medicago sativa L.
- 3/ Melilotus alba LAM.
- 4/ Melilotus officinalis L.
- 5/ Melilotus macrorrhizua PERS.

Biologie :

Les larves, d'une couleur blanchâtre se trouvent depuis mai jusqu'en Août. La pupaison s'effectue dans le sol. Aucun ennemi naturel n'a été signalé.

R E S U M E

A une synthèse des connaissances acquises sur quelques insectes nuisibles au Sainfoin, nous ajoutons toutes les observations, tant morphologiques que biologiques, que nous avons réalisées sur d'autres espèces rarement ou jamais signalées comme vivant aux dépens de cette culture.

La première partie du mémoire est consacrée à des généralités sur le genre : Onobrychis, ses caractéristiques, sa répartition géographique, les espèces et les variétés cultivées. Nous notons au passage son rôle en apiculture.

La deuxième partie traite des diverses techniques utilisées au cours des recherches. En dehors des méthodes classiques d'élevage de chenilles, nous avons dû recourir, notamment en ce qui concerne la Sésie D. ichneumoniformis F. à un procédé tout récent : l'utilisation d'un milieu artificiel de nutrition. Ce milieu consiste en une gelée d'Agar-agar à laquelle sont incorporés, outre du Sainfoin desséché et pulvérisé, des éléments synthétiques et des vitamines qui permettent une nutrition correcte des larves d'insectes.

Des dissections nombreuses nous ont donné des images détaillées de l'anatomie interne et des génitalia de la Sésie.

Des préparations microscopiques de larves et, en particulier, des calottes céphaliques, ont permis de dessiner avec exactitude la chaetotaxie des stades préimagineux non décrits auparavant.

La troisième partie est un inventaire par ordre systématiques des diverses espèces étudiées.

1/ Les COLEOPTERES.

a) Buprestidae :

Deux espèces du genre Sphenoptera qui vivent dans les racines à l'état larvaire.

b) Scolytidae :

Hylastinus obscurus MARSH qui, contrairement à la plupart des espèces de cette famille, vit lui aussi dans les racines.

c) Bruchidae :

Trois espèces du genre Bruchidius qui sont nuisibles aux graines.

d) Curculionidae :

Les plus nombreuses parmi les espèces s'attaquant au feuillage.

Les Sitona (3 espèces), les Hypera (H. trilineata MARSH) dont nous avons observé des pullulations et les Apions, 5 espèces, Eutrichapion reflexum GYLL dont nous avons pu étudier en détail la biologie et les dégâts.

2/ Les LEPIDOPTERES.

C'est dans cet ordre qu'on trouve les plus nombreuses espèces nuisibles au Sainfoin. Nous avons fait porter notre principal effort sur l'observation d'une espèce qui n'avait pratiquement été jamais étudiée et qui, cependant, cause des dégâts très considérables, en particulier dans le Midi de la France et les régions à climat méditerranéen (70 % de pieds attaqués en 1965).

Il s'agit de Dipsosphecia ichneumoniformis F. (Aegeridae).

Une étude de la morphologie des divers stades préimagineux nous a amenés à décrire en détail l'oeuf ; les stades larvaires et la chrysalide ... Ces observations sont difficiles à faire car la larve vit à l'intérieur du collet du Sainfoin. L'élevage sur le milieu artificiel dont nous avons parlé nous a rendu, dans ce cas, les plus grands services. Nous avons essayé de discerner chez ces stades en même temps que les critères spécifiques, l'apparition des caractères sexuels secondaires.

Pour l'adulte, outre le rappel des caractères de chacun des deux sexes, nous avons procédé à des dissections qui nous ont permis de dessiner et de décrire les appareils génitaux, nerveux et digestif.

Des élevages, tant dans la nature qu'en salle climatisée (25°C. et 80 % H.R.) ont été nécessaires pour étudier le cycle biologique et le comportement des larves et des adultes.

Peu de temps après son éclosion, la femelle s'accouple et 20 minutes après, elle pond, sur les parties aériennes du Sainfoin et sur le collet, des oeufs de forme discoïdale et légèrement déprimés en leur centre. La fécondité moyenne étant de 450 oeufs pondus en 40 à 60 jours.

Les jeunes larves se dirigent vers le collet. Elles y pénètrent et y vivent (6 stades larvaires) puis s'y transforment en chrysalide.

Au moment de l'éclosion, la chrysalide sort du collet, rampe dans le sol au moyen de ses crochets et atteint la surface.

Le papillon éclôt peu de temps après. La vie préimaginale dure 9 à 10 mois dans la nature. Il n'y a donc qu'une seule génération par an.

De nombreuses expériences ont été effectuées sur ces larves

pour déterminer leur réaction aux variations des facteurs climatiques. Des conclusions importantes ont ainsi pu être énoncées. Parmi celles-ci, citons : l'étude des seuils thermiques d'activité aux différents stades, l'absence d'une vraie diapause dans tout le cycle évolutif; l'arrêt de développement de la chenille enregistré au cours de la saison d'hiver n'est qu'une quiescence facilement évitée par des élevages en salle climatisée. En outre, des individus à divers stades, collectés dans la nature, ont permis de recenser quatre parasites de D. ichneumoniformis. Ce sont : Rhinotachina modesta MEIG. et Leskia aurea FALL. (Diptère, Tachinidae), Ipobracon triangularis NEES et Exerites roborator FAB. / Hyménoptères (Braconidae et Ichneumonidae) 7.

Le comportement des adultes a aussi été étudié : conditions du vol, de nutrition, de longévité, comportement sexuel (accouplement, ponte).

Une description des dégâts, une évaluation de leur importance et de leur répartition, précèdent l'exposé de la réalisation d'un essai de lutte au moyen de substances chimiques.

D'autres Lépidoptères, nuisibles eux aussi au Sainfoin, sont cités ensuite et étudiés lorsque cela a été possible dans la région montpelliéraine.

Les Eupistidae (deux espèces) ; les Géléchiidae avec : Anacampsis taeniolella Z. dont les chenilles sont des mineuses de folioles du Sainfoin d'Espagne ; les Tortricidae avec Cacaecia pronubana HUB, elle aussi mineuse de folioles, et Grapholita compositella E. ; les Pyraliidae (Asopia farinalis L. nuisible aux graines) ; les Géometridae (Chiasma clathrata L. et Sterrha herbariata FAB.). Les Noctuidae qui, bien que polyphages, s'attaquent fréquemment aux Sainfoins (Héliothis obsoleta F., H. viriplaca Esp. et Phytometra gamma L.) ; les Arctiidae (Phragmatobia

fuliginosa L.) et les Pieridae (Colias croceus FOURC.) et enfin 9 espèces de Lycaenidae polyphages.

3/ Les HYMENOPTERES.

On ne peut guère citer que Eurytoma onobrychidis NIK. dont les larves vivent à l'intérieur de la gousse et consomment uniquement le grain.

4/ Les DIPTERES.

Où l'on ne relève que deux Cecidomyies nuisibles : Contarinia onobrychidis KIEFF et Bremiola onobrychidis BREMI.

*

* *

B I B L I O G R A P H I E

- BAGGIOLINI & DUPREX (1963). - Observations sur la biologie et la nuisibilité de la Sésie du groseillier et du cassis : Synanthedon tipuliformis CLERK. 1963. Publication n° 690, p. 14-32.
- BALACHOWSKY A. (1962). - Entomologie appliquée à l'Agriculture. Tome I, Coléo.
- BALACHOWSKY A. & MESNIL L. (1936). - Les insectes nuisibles aux plantes cultivées.
- BARNES H.F. (1946). - Gall Midges of Economic importance. Vol. II, p. 52.
- BAUDYS E. (1921). - The review of applied Entomology. Vol. X, p. 487.
- BONNEMAISON (1961). - Les ennemis animaux des plantes et des forêts.
- BOUBEE (1949). - Atlas lépidoptères de France, Belgique, Suisse.
- CHOPARD L. (1922). - Faune de France. Orthoptères et Dermaptères.
- ERKILIC S. & SUMER S. (1953). - The review of applied Entomology. 1953. vol. XXXXI, p. 27.
- GASTON BONNIER. - Flore complète de France, Suisse et Belgique. Tome III, p. 85.
- GROSSHEIM N.A. (1929). - The review of applied Entomology. 1929. Vol. XVII p. 434.
- GUIDO GRANDI (1951). - Introduzione allo studio d'ell entomologia. 1951.
- Dr Hans Joachim HAMEMANN (1961). - Kleinschmetterlinge oder Microlepidoptera (Tortricidae). 1961. p. 100.
- HOFFMANN A. (1958). - Faune de France. Coléoptères curculionidae.
- JOURNET P. (1952). - Contribution à l'étude de la Sésie du groseillier. Phytoma 5 (41), 24-25 (1952).

- KENNEL (Dr J.) (1908). - Die palaearktischen Tortricidien.
- KOLOROV E.V. (1929). - The review of applied entomology. 1929. Vol. XVIII
p. 8.
- PORTVIN G. (1935). - Histoire naturelle des Coléoptères de France.
- ROMIEUX J. (1922). - Observations sur quelques Sésies et plus particulièrement sur D. ichneumoniformis F. 1922. Art. n° 20,
Bulletin signalétique.
- SAMOGGIA A. (1933). - Reperti, morfologici e biologici sul Trochilium tipuliformis CLERK.
- SCHAEFER (1940). - Les Buprestes de France.
- SEITZ Adalbert. (1913). - Les macrolépidoptères du globe. Vol. II, p. 392.
- SILVESTRI F. (1939). - Compendio di entomologia applicata.
- SOULIE H. (1954). - La Sésie du groseillier. Phytoma 7 (60), 22-24 (1954)
- STANILAND L.N. & WALTON C.L. (1931). - The review of applied Entomology.
1931. Vol. XIX. p. 606.
- STELER (1884). - Les meilleures plantes fourragères. descriptions et figures.
- SUIRE J. (1961). - La contribution du genre Eupista.
- TROUVELOT B. (1924). - The review of applied entomology. Etude de l'invasion de criquets italiens apparue en Seine et Marne en 1921-1922. Vol. XVIII, p. 230.

*

*

*

DEUXIEME THESE

UTILISATION DES VIRUS ET DES BACTERIES
DANS LA LUTTE CONTRE LES INSECTES NUISIBLES

Vu et permis d'imprimer
MONTPELLIER, le
Le Recteur de l'Académie
de MONTPELLIER,

Vu et approuvé
MONTPELLIER, le
Le Doyen de la Faculté
des Sciences,

